

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA  
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
DEPARTAMENTO DE AQUICULTURA



**Utilização das microalgas *Thalassiosira weissflogii* e  
*Nannochloropsis oculata* no cultivo de *Litopenaeus vannamei* em  
sistemas de berçários, sem renovação de água**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação  
em Aquicultura, do Centro de Ciências Agrárias da  
Universidade Federal de Santa Catarina, como requisito  
para obtenção do título de Mestre em Aquicultura.

Orientador: Dr. Luis Alejandro Vinatea Arana  
Co-orientador: Dr. Roberto Bianchini Derner

**Frank Belettini**  
Florianópolis - SC

2010

Belettini, Frank

Utilização das microalgas *Thalassiosira weissflogii* e *Nannochloropsis oculata* no cultivo de *Litopenaeus vannamei* em sistemas de berçários, sem renovação de água. / Frank Belettini – Florianópolis, 2010.

66 fls: 9 figs., 6 tabs.

Orientador: Luis Alejandro Vinatea Arana

Co-orientador: Roberto Bianchini Derner

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias – Programa de Pós-Graduação em Aqüicultura

1. cultivo em berçários, 2. *Litopenaeus vannamei*, 3. qualidade de água, 4. microalgas

**Utilização das microalgas *Thalassiosira weissflogii* e *Vannochloropsis ocellata* no cultivo de *Litopenaeus vannamei* em sistemas de berçários, sem renovação de água.**

Por

FRANK BELETTINI

Esta tese foi julgada adequada para a obtenção do título de

**MESTRE EM AQUICULTURA**

e aprovada em sua forma final pelo Programa de  
Pós-Graduação em Aquicultura.

---

Prof. Cláudio Manoel Rodrigues de Melo, Dr.  
Coordenador do Curso

Banca Examinadora:

---

Dr. Luis Alejandro Vinatea Arana – *Orientador*

---

Dr. Alfredo Olivera Gálvez

---

Dr. Walter Quadros Seiffert



## **DEDICO...**

*A Deus, que acredito e confio.*

*Ao amor incondicional de minha esposa  
Senele e de nossas filhas, Mariana e Thaís,  
motivos de inspiração e de orgulho.*

*Aos meus pais, Denilde e Sérgio, pilares e  
exemplos na minha formação como pessoa.*

*Ao carinho de minhas irmãs Simonea e  
Samira.*

*A minha sogra e sogro, Ana Luiza e Orion,  
pela ajuda em todos os momentos.*



*“A vida só pode ser compreendida olhando-se para trás; mas só pode ser vivida olhando-se para frente.”*

**Soren Kierkegaard**

*Dedico em especial ao grande amigo, mestre, incentivador, Professor Dr. Elpídio Beltrame (in memoriam), companheiro de tantas lutas ao longo do tempo de convívio.*





## **AGRADECIMENTOS**

Agradeço a todos que colaboraram na conquista deste objetivo, sem deixar de mencionar:

A CAPES pela concessão de bolsa de Mestrado.

O Programa de Pós-Graduação em Aqüicultura pela oportunidade do aprendizado.

Os Professores do PG-AQI pela valiosa troca de informações.

O Laboratório de Camarões Marinhos (LCM) pela disponibilização de toda a estrutura e recursos necessários a execução deste trabalho.

O Laboratório de Oceanografia Costeira (LOC) pelas análises de água.

Os Professores Luis Vinatea e Roberto Bianchini Derner pela orientação.

Os Professores Walter Seifert e Edemar Andreatta pelo companheirismo nestes anos todos.

A Professora Carla Bonetti do LOC.

O Gerente Administrativo do LCM, João Santana, colega de longa data.

O grande apoio do (a) (s) colega(s):

Anselmo Teixeira e Carlos Alberto Miranda, controle de materiais e manutenção do LCM.

Davi, Ilson, Dimas e Paulo, servidores da ONDREPISB.

José Mourinõ e Felipe Vieira, servidores da UFSC.

Adolfo Jatobá, Bruno e colaboradores do Setor de Microbiologia do LCM.

Diego, Nicole e Vanessa, LOC - análises de água.

Rafaela Gordo e Eduardo da Luz, análise de biomassa das microalgas.

Rodrigo Schweitzer e Daniela Gonçalves Soares, colegas de trampo, não tinha coisa ruim.

Rafael Arantes pela ajuda na análise dos dados.

Do curso de mestrado.

Jani Parisenti pela ajuda nas análises de proteína.

De trabalho, bolsistas, pesquisadores, professores, alunos, que em algum momento trilharam pelos corredores do LCM durante os mais de 21 anos que lá trabalhei.

Finalmente,

Os familiares, os amigos, os compadres, todos participaram de alguma forma.

## RESUMO

O sistema de berçários intensivos é uma das etapas de cultivo das pós-larvas de camarões marinhos. Nesta fase as larvas ficam em condições semelhantes àquelas que irão encontrar nos viveiros de engorda. O desempenho de duas espécies de microalgas, *Thalassiosira* sp. (Diatomácea) e *Nannochloropsis* sp. (Eustigmatophyceae), em berçários intensivos de *Litopenaeus vannamei* foi avaliado neste estudo. Três tratamentos (controle, *Thalassiosira*, *Nannochloropsis*), com quatro repetições cada, foram conduzidos no Setor de Berçários do Laboratório de Camarões Marinhos, a fim de observar a influência destas microalgas sobre os parâmetros de qualidade de água, parâmetros microbiológicos (bactérias totais e vibrionáceas), parâmetros de qualidade larval e a relação destes com o desempenho dos animais durante o cultivo. A densidade de cultivo foi de 65 Pls por litro e além das microalgas, as larvas também foram alimentadas com rações comerciais de alto valor protéico (40 a 55%). As variáveis de qualidade de água: temperatura, oxigênio, pH, salinidade e alcalinidade, concentração de nitrito e nitrato, mantiveram-se dentro dos valores normais para a espécie *Litopenaeus vannamei*. Níveis elevados de amônia e fosfato foram observados, mas sem influenciar na sobrevivência. A disponibilidade de nutrientes favoreceu o aumento de bactérias patogênicas do gênero *Vibrio*. Em relação ao desempenho zootécnico, as diferenças verificadas nos tratamentos quanto à sobrevivência, nível de proteína bruta nas pós-larvas, resposta ao teste de stress, tamanho e qualidade larval das pós-larvas, não foram significativas. Diferenças foram encontradas no ganho de peso. O tratamento com a microalga *Thalassiosira weissfloggi* apresentou os melhores valores médios de peso seco e por consequência, maior ganho de peso e biomassa final foram observados.

Palavras chaves: cultivo em berçários, *Litopenaeus vannamei*, qualidade de água, microalgas.

## ABSTRACT

The system of intensive nurseries is one of the stages of cultivation of post-larvae of marine shrimp. At this stage the larvae are in similar conditions to those they will encounter in nurseries for fattening. The performance of two species of microalgae, *Thalassiosira* sp. (Diatom) and *Nannochloropsis* sp. (Eustigmatophyceae) in intensive nurseries with *Litopenaeus vannamei* was evaluated in this study. Three treatments (control, *Thalassiosira*, *Nannochloropsis*) with four replicates each, were conducted at the Sector Nurseries Marine Shrimps Laboratory, in order to observe the influence of microalgae on the parameters of water quality, microbiological parameters (total bacteria and vibrionáceas), larval quality parameters and their relationship with animal performance during cultivation. The planting density was 65 Pls per liter and beyond the microalgae, the larvae were also fed commercial foods high in protein (40 to 55%). The variables of water quality: temperature, oxygen, pH, salinity and alkalinity, concentration of nitrite and nitrate, were within the normal range for the species *Litopenaeus vannamei*. High levels of ammonia and phosphate were observed, but without influencing survival. The availability of nutrients favored the increase of pathogenic bacteria of the genus *Vibrio*. For the live performance, the differences in treatment and survival, crude protein level in post-larvae, response to stress test, larval size and quality of post-larvae were not significant. Differences were found in weight gain. Treatment with the microalgae *Thalassiosira weissfloggi* exhibited the highest values of dry weight and consequently greater weight gain and biomass were observed.

Key words: cultivation in nurseries, *Litopenaeus vannamei*, water quality, microalgae

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1:</b> ciclo de vida do camarão marinho <i>Litopenaeus vannamei</i> ...	20
<b>Figura 2:</b> Unidade experimental (a); tanque circular de 50000 L com unidades experimentais em banho-maria (b); tratamentos: controle (c); <i>Nannochloropsis oculata</i> (d) e <i>Thalassiosira weissflogii</i> (e).....	29
<b>Figura 3:</b> Relação densidade celular (DC) X biomassa das microalgas <i>T. weissflogii</i> (A) e <i>N. oculata</i> (B), utilizadas no cultivo intensivo em berçários com o <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	34
<b>Figura 4:</b> Curvas de crescimento (A e B), concentração de clorofila-a (C) e produção de biomassa (D) das microalgas <i>Nannochloropsis oculata</i> e <i>Thalassiosira weissflogii</i> .....	36
<b>Figura 5:</b> Medida dos sólidos sedimentáveis entre os tratamentos, após 15 minutos de decantação nos Cones de Imhoff.....	37
<b>Figura 6:</b> Valores médios diários de amônia (A), nitrito (B), nitrato (C) e fosfato (D) dos tratamentos realizados durante o cultivo intensivo de <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	42
<b>Figura 7:</b> Porcentagens de sobrevivência, de resistência ao teste de stress, níveis de proteína total (média $\pm$ desvio padrão), alcançados durante o cultivo intensivo.....	43
<b>Figura 8:</b> Percentual de aumento do peso seco médio a partir do peso seco inicial.....	45
<b>Figura 9:</b> Valores médios diários de transparência observados nos tratamentos realizados.....	47

## LISTA DE TABELAS

**Tabela 1:** Composição dos tratamentos utilizados. ....30

**Tabela 2:** Densidade celular, clorofila a e biomassa das microalgas utilizadas no cultivo de *Litopenaeus vannamei* em berçários. ....35

**Tabela 3:** Número de bactérias totais (TSA) e vibrionáceas (TCBS) da água e das pós-larvas no início e ao final do cultivo intensivo de *Litopenaeus vannamei* em berçários. ....38

**Tabela 4:** Valores médios ( $\pm$  desvio padrão) dos parâmetros físico-químicos da qualidade da água. ....38

**Tabela 5:** Índices zootécnicos de qualidade larval verificados para o *L. vannamei* ao final do cultivo. ....44

**Tabela 6:** Índices zootécnicos de crescimento verificados para o *L. vannamei* ao final do cultivo em berçários intensivos. ....46

## SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	17
2	OBJETIVOS.....	19
2.1	Objetivo geral.....	19
2.2	Objetivos específicos.....	20
2.2.1	Aos parâmetros de qualidade da água nos cultivos realizados com estas duas microalgas.....	20
2.2.2	Ao desempenho zootécnico das pós-larvas nos cultivos realizados com estas duas microalgas.....	20
2.2.3	À qualidade das pós larvas cultivadas com estas duas microalgas.....	20
3	DESCRIÇÃO DA ESPÉCIE E SISTEMAS DE CULTIVO.....	20
4	ARTIGO CIENTÍFICO.....	22
5	Utilização das microalgas <i>Thalassiosira weissflogii</i> e <i>Nannochloropsis oculata</i> no cultivo de <i>Litopenaeus vannamei</i> em sistemas de berçários, sem renovação de água.....	23
	Resumo.....	23
	Abstract.....	25
5.1	Introdução.....	26
5.2	Materiais e Métodos.....	29
5.3	Resultados e Discussão.....	33
5.4	Conclusão.....	47
5.5	Agradecimentos.....	48
5.6	Referências.....	48
6	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS da INTRODUÇÃO.....	58
7	ANEXOS.....	62





## 1 INTRODUÇÃO

A aquicultura do camarão teve início graças a uma combinação favorável de fatores geográficos, climáticos e biológicos, favorecendo uma abundância sazonal de pós-larvas não cultivadas ao longo da costa do Pacífico e de estuários do Equador e da América Central. Embora esta oferta natural de PLs tenha sido importante no início, havia a necessidade de se obter uma constância na produção exigida pela indústria do camarão. Assim, a produção consistente em larvicultura, associada às adaptações feitas nos modelos de instalações, intensidades de cultivo e diferentes tipos de manejo, foram responsáveis pelo rápido crescimento da carcinocultura a partir dos anos 80 (JUAREZ, 2004).

No Brasil, o cultivo de camarões vem experimentando um crescimento desde que iniciou sua produção comercial com a espécie *Litopenaeus vannamei*, entre 1995/1996 (Rocha et. al., 2004). Em Santa Catarina isto ocorreu a partir de 1998, com a introdução de náuplios desta espécie, oriundos da Venezuela, pelo Laboratório de Camarões Marinhos da Universidade Federal de Santa Catarina. Em 2004, houve a crise da carcinocultura brasileira, com o surgimento do vírus da mancha branca (WSSV) em Santa Catarina e o vírus da mionecrose infecciosa (IMNV) no nordeste, bem como da ação *antidumping* imposta pelos Estados Unidos da América (Rocha, 2007), que provocou uma forte retração do mercado internacional. De acordo com Filho (2008), as estatísticas de 2006 do IBAMA mostram que, apesar do quadro de enfermidades, a produção de camarões teve um desempenho positivo de 3,17%, revelando uma retomada da produção.

Nos estádios iniciais o aporte de nutrientes às larvas de camarão é feito por meio de microalgas marinhas, que na sua maioria são ricas em ácidos graxos poliinsaturados (PUFAs), principalmente docosaexaenóico (DHA) e eicosapentaenóico (EPA) (SILVA e MENDES, 2006), sendo as Diatomáceas as mais utilizadas devido à presença destes nutrientes essenciais a sobrevivência e crescimento dos camarões (DANTAS et al., 2007). Dentre as Diatomáceas, as microalgas do gênero *Chaetoceros* são as mais utilizadas devido a sua maior facilidade de produção em larga escala. No entanto, o uso da *Thalassiosira* e o seu desempenho como alimento para diferentes espécies de camarões marinhos, utilizada de forma isolada ou em combinações com outras espécies de microalgas, foi reportado por Emerson (1980), Alfonso et al. (1988), Oliveira (1991) e Oliveira et al.

(1993), citados por Derner (1995), atribuindo vantagens como: maior velocidade de metamorfose, maior crescimento e maior sobrevivência das larvas, isto provavelmente relacionado à sua composição bioquímica.

Estudos realizados mostram que a *Nannochloropsis* é uma fonte potencial do ácido graxo eicosapentaenóico (EPA) (SUKENIK, 1999), aumentando o interesse dos pesquisadores em desenvolver estudos com esta microalga no que diz respeito à possibilidade do aumento deste ácido graxo mediante a otimização de alguns dos parâmetros ambientais. Níveis elevados de CO<sub>2</sub> ou a adição de fontes de carbono orgânico favoreceram o seu crescimento e a produção de EPA segundo Hoshida et al. (2005). Os mesmos resultados foram obtidos por Hu e Gao (2006), demonstrando que a elevação de CO<sub>2</sub>, a temperatura baixa, a baixa salinidade, os níveis moderados de fosfato e excessivos de nitrato, são fatores favoráveis para o aumento do rendimento do EPA em *Nannochloropsis* sp.

O uso de tanques berçários para adaptação ou aclimação de PLs de camarão antes da engorda é uma alternativa que demanda certo nível de investimento e adaptações nos laboratórios de produção e nas fazendas de cultivo, mas que trazem benefícios, tais como, melhora da taxa de sobrevivência durante a engorda, uniformidade de tamanho durante as despescas, utilização racional da infra-estrutura, aumento do número de despescas por ano e redução da perda de alimentos através da produção de indivíduos mais fortes e, portanto mais resistentes ao manejo no laboratório ou durante a engorda (ABCC, 1999).

Outro aspecto importante no cultivo em berçários intensivos está relacionado à qualidade de água (EBELING et al., 2006). A necessidade da utilização de rações de alto valor protéico, como complemento alimentar, favorece a elevação dos níveis de amônia na água. Vinatea (2004) refere-se à amônia como o principal produto da excreção dos organismos aquáticos, resultante do catabolismo das proteínas e que problemas de toxidade podem ocorrer em todos os sistemas de cultivo e o seu efeito varia desde alterações no mecanismo de excreção ao aumento da suscetibilidade as doenças.

O aparecimento de doenças nos cultivos de camarões marinhos pode não ser resultado apenas da intensificação das densidades de produção, mas também da presença de distúrbios ecológicos, alimentares ou da poluição (KAUTSKY et al., 2000). O acúmulo de matéria orgânica pode ser ocasionado pela alta densidade de microalgas ou pela excreção das larvas (THOMPSON et al., 2002). O excesso de

matéria orgânica leva ao acúmulo de nitrogênio dissolvido, principalmente na forma de amônia (KURMALY et al., 1989) bem como a multiplicação de bactérias oportunistas.

Segundo Maeda e Liao (1994), citado por Maeda et al.(1997), existe naturalmente na água do oceano uma população de bactérias em equilíbrio ecológico, sendo que, nos tanques e viveiros de aquicultura, a tendência é a mesma. Esta tendência ao equilíbrio está no fato de algumas espécies de algas produzirem substâncias inibidoras de crescimento bacteriano, os chamados antibióticos naturais (COLE, 1982).

De acordo com Igarashi et al.(1996), a quantificação da contribuição da *Nannochloropsis* no processo de purificação da água é difícil, no entanto, pode-se sugerir que a sua presença durante o cultivo aumenta a sobrevivência de pós-larvas de *P. japonicus*, cultivados na mesma água por um longo período, podendo eliminar e controlar o desenvolvimento de bactérias na água de cultivo, melhorando assim a sobrevivência dos indivíduos.

## **2 OBJETIVOS**

### **2.1 Objetivo geral:**

O objetivo geral deste estudo é avaliar o efeito das microalgas *Thalassiosira weissflogii* (Diatomácea) e *Nannochloropsis oculata* (Eustigmatophyceae) no cultivo em berçários intensivos de *Litopenaeus vannamei*, em relação:

## 2.2 Objetivos específicos:

2.2.1 Aos parâmetros de qualidade da água nos cultivos realizados com estas duas microalgas;

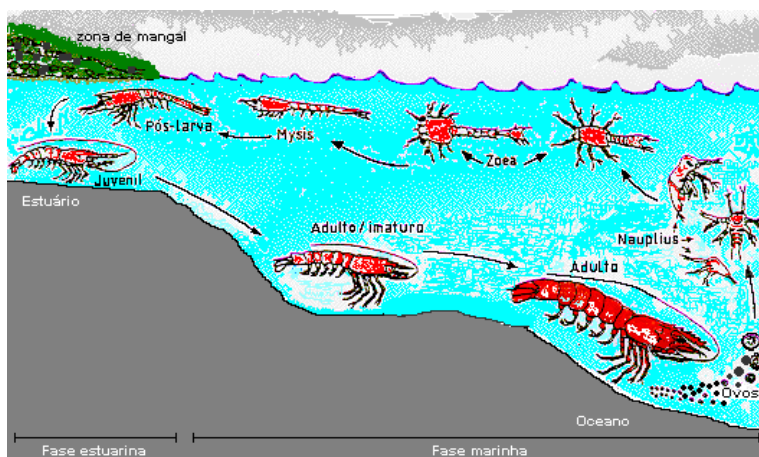
2.2.2 Ao desempenho zootécnico das pós-larvas nos cultivos realizados com estas duas microalgas;

2.2.3 À qualidade das pós larvas cultivadas com estas duas microalgas.

## 3 DESCRIÇÃO DA ESPÉCIE E SISTEMAS DE CULTIVO

Em sua revisão bibliográfica, Magalhães (2004) cita algumas características biológicas do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*: é uma espécie nativa da costa sul americana do Oceano Pacífico, que vai do Peru ao México, com acentuada predominância na faixa costeira do Equador, sendo cultivado em todos os países produtores de camarão do mundo ocidental. É a espécie mais difundida no Brasil devido a sua rusticidade, fácil adaptação ao ambientes e bons índices de crescimento.

Durante o seu ciclo de vida, uma fase acontece no ambiente estuarino e outra se dá no ambiente marinho.



**Figura 1:** ciclo de vida do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*.

Fonte (LOTZ, 2004), disponível em Magalhães (2004).

Os cultivos larvais realizados no setor de Berçários do LCM são do tipo intensivo segundo a classificação dos sistemas de produção de Edwards e Tacon, citados por Silva et al., (1995), que tem como característica o aporte de uma dieta completa de alta qualidade nutricional, onde o crescimento do animal cultivado está ligado a esta fonte de alimentação (MAGALHÃES, 2004).

O tempo de permanência neste sistema de cultivo geralmente é de 10 a 12 dias, ou seja, as pós-larvas chegam aos tanques no estágio de PL 8-10 e são retiradas para o povoamento dos viveiros quando atingem o estágio de PL 18-20. Durante este tempo as alimentações ocorrem a cada duas horas, com rações comerciais contendo elevados níveis de proteína bruta. Algumas unidades utilizam microalgas e realizam renovações de água para manter a qualidade do cultivo.

A introdução dos sistemas de berçários trouxe avanços para o desenvolvimento do cultivo de camarões marinhos.

Do modelo de cultivo monofásico, mais tradicional, onde a fazenda de engorda realiza o povoamento dos viveiros com pós-larvas vindas diretamente do laboratório de produção evoluiu-se para o sistema trifásico, ou seja, cultivo em três fases. Em Santa Catarina, a Fazenda Quality Camarões começou a utilizar este modelo de cultivo a partir de outubro de 2009.

Nesta técnica, numa primeira fase, as pós-larvas são acondicionadas em pré-berçários de fibra de vidro ou concreto, em densidades que variam de 25 a 80 PL/Litro. Na segunda fase, dá-se o cultivo intensivo de juvenis ou cultivo em berçário, onde as pós-larvas ocupam viveiros de terra de 1 a 2 ha, em densidades de 150 a 250 PL/m<sup>2</sup>, quando se preparam para uma última fase nos viveiros de engorda de 2 a 6 ha, que são povoados com densidades de 20 a 30 juvenis/m<sup>2</sup> (SEIFFERT et al., 2003).

A utilização deste modelo de cultivo, apesar do investimento necessário, permite ao produtor uma disponibilidade constante de pós-larvas e juvenis, melhorando e padronizando o sistema de produção dos viveiros de engorda.

#### **4 ARTIGO CIENTÍFICO**

O artigo científico será submetido para publicação na revista PAB – Pesquisa Agropecuária Brasileira.

A versão final deste artigo será adequada às normas para publicação na referida revista, disponível em: <http://seer.sct.embrapa.br/index.php/pab/about/submissions>.

## 5 Utilização das microalgas *Thalassiosira weissflogii* e *Nannochloropsis oculata* no cultivo de *Litopenaeus vannamei* em sistemas de berçários, sem renovação de água.

Frank Belettini <sup>(1)</sup>, Roberto Bianchini Derner <sup>(2)</sup>, e Luis Vinatea Arana <sup>(2)</sup>

- (1) Universidade Federal de Santa Catarina, Departamento de Aqüicultura, Programa de Pós-Graduação em Aqüicultura, CEP 88034-001 Florianópolis, SC, Brasil. E-mail: [belettini@lcm.ufsc.br](mailto:belettini@lcm.ufsc.br);
- (2) Universidade Federal de Santa Catarina, Departamento de Aqüicultura, Programa de Pós-Graduação em Aqüicultura, Laboratório de Camarões Marinhos, CEP 88040-390 Florianópolis, SC, Brasil. E-mail: [vinatea@mbox1.ufsc.br](mailto:vinatea@mbox1.ufsc.br); [robertoderner@lcm.ufsc.br](mailto:robertoderner@lcm.ufsc.br).

**Resumo** - O sistema de berçários intensivos é uma das etapas de cultivo das pós-larvas de camarões marinhos. Nesta fase as larvas ficam em condições semelhantes àquelas que irão encontrar nos viveiros de engorda. O desempenho de duas espécies de microalgas, *Thalassiosira* sp. (Diatomácea) e *Nannochloropsis* sp. (Eustigmatophyceae), em berçários intensivos de *Litopenaeus vannamei* foi avaliado neste estudo. Três tratamentos (controle, *Thalassiosira*, *Nannochloropsis*), com quatro repetições cada, foram conduzidos no Setor de Berçários do Laboratório de Camarões Marinhos, a fim de observar a influência destas microalgas sobre os parâmetros de qualidade de água, parâmetros microbiológicos (bactérias totais e vibrionáceas), parâmetros de qualidade larval e a relação destes com o desempenho dos animais durante o cultivo. A densidade de cultivo foi de 65 Pls por litro e além das microalgas, as larvas também foram alimentadas com rações comerciais de alto valor protéico (40 a 55%). As variáveis de qualidade de água: temperatura, oxigênio, pH, salinidade e alcalinidade, concentração de nitrito e nitrato, mantiveram-se dentro dos valores normais para a espécie *Litopenaeus vannamei*. Níveis elevados de amônia e fosfato foram observados, mas sem influenciar na sobrevivência. A disponibilidade de nutrientes favoreceu o aumento de bactérias patogênicas do gênero *Vibrio*. Em relação ao desempenho zootécnico, as diferenças verificadas nos tratamentos quanto à

sobrevivência, nível de proteína bruta nas pós-larvas, resposta ao teste de stress, tamanho e qualidade larval das pós-larvas, não foram significativas. Diferenças foram encontradas no ganho de peso. O tratamento com a microalga *Thalassiosira weissflogii* apresentou os melhores valores médios de peso seco e por consequência, maior ganho de peso e biomassa final foram observados.

Termos para indexação: cultivo em berçários, *Litopenaeus vannamei*, qualidade de água, microalgas.



**Use of microalgae *Thalassiosira weissflogii* and *Nannochloropsis oculata* in the growth of *Litopenaeus vannamei* in systems nurseries with zero water exchange.**

**Abstract** - The system of intensive nurseries is one of the stages of cultivation of post-larvae of marine shrimp. At this stage the larvae are in similar conditions to those they will encounter in nurseries for fattening. The performance of two species of microalgae, *Thalassiosira sp.* (Diatom) and *Nannochloropsis sp.* (Eustigmatophyceae) in intensive nurseries with *Litopenaeus vannamei* was evaluated in this study. Three treatments (control, *Thalassiosira*, *Nannochloropsis*) with four replicates each, were conducted at the Sector Nurseries Marine Shirimps Laboratory, in order to observe the influence of microalgae on the parameters of water quality, microbiological parameters (total bacteria and vibriónáceas), larval quality parameters and their relationship with animal performance during cultivation. The planting density was 65 Pls per liter and beyond the microalgae, the larvae were also fed commercial foods high in protein (40 to 50%). The variables of water quality: temperature, oxygen, pH, salinity and alkalinity, concentration of nitrite and nitrate, were within the normal range for the species *Litopenaeus vannamei*. High levels of ammonia and phosphate were observed, but without influencing survival. The availability of nutrients favored the increase of pathogenic bacteria of the genus *Vibrio*. For the live performance, the differences in treatment and survival, crude protein level in post-larvae, response to stress test, larval size and quality of post-larvae were not significant. Differences were found in weight gain. Treatment with the microalgae *Thalassiosira weissflogii* exhibited the highest values of dry weight and consequently greater weight gain and biomass were observed.

Index terms: cultivation in nurseries, *Litopenaeus vannamei*, water quality, microalgae.

## 5.1 Introdução

No Brasil, o cultivo de camarões vem experimentando um crescimento desde que iniciou sua produção comercial com a espécie *Litopenaeus vannamei*, entre 1995/1996 (Rocha et. al., 2004). Em Santa Catarina isto ocorreu a partir de 1998, com a introdução de náuplios desta espécie, oriundos da Venezuela, pelo Laboratório de Camarões Marinhos da Universidade Federal de Santa Catarina. Em 2004, houve a crise da carcinocultura brasileira, com o surgimento do vírus da mancha branca (WSSV) em Santa Catarina e o vírus da mionecrose infecciosa (IMNV) no nordeste, bem como da ação *antidumping* imposta pelos Estados Unidos da América (Rocha, 2007), que provocou uma forte retração do mercado internacional. De acordo com Filho (2008), as estatísticas de 2006 do IBAMA mostram que, apesar do quadro de enfermidades, a produção de camarões teve um desempenho positivo de 3,17%, revelando uma retomada da produção.

As larvas de camarões são geralmente alimentadas com organismos vivos tais como pequenos animais zooplanctônicos, rotíferos ou náuplios de artêmia, sendo que na maioria dos cultivos são fornecidas uma ou mais espécies de microalgas em diferentes concentrações, dependendo do manejo alimentar, da espécie cultivada e também da experiência pessoal do responsável pela larvicultura (AGUIRRE-HINOJOSA et al., 1999; PIÑA et al., 2005).

Nos estádios iniciais o aporte de nutrientes às larvas de camarão é feito por meio de microalgas marinhas, que na sua maioria são ricas em ácidos graxos poliinsaturados (PUFAs), principalmente docosaexaenóico (DHA) e eicosapentaenóico (EPA) (SILVA e MENDES, 2006), sendo as Diatomáceas as mais utilizadas devido à presença destes nutrientes essenciais a sobrevivência e crescimento dos camarões (DANTAS et al., 2007). Dentre as Diatomáceas, as microalgas do gênero *Chaetoceros* são as mais utilizadas devido a sua maior facilidade de produção em larga escala. No entanto, o uso da *Thalassiosira* e o seu desempenho como alimento para diferentes espécies de camarões marinhos, utilizada de forma isolada ou em combinações com outras espécies de microalgas, foi reportado por Emerson (1980), Alfonso et al. (1988), Olivera (1991) e Olivera et al. (1993), atribuindo vantagens como: maior velocidade de metamorfose, maior crescimento e maior sobrevivência das larvas, isto provavelmente relacionado à sua composição bioquímica.

Estudos realizados mostram que *Nannochloropsis* é uma fonte potencial do ácido graxo eicosapentaenóico (SUKENIK, 1999), aumentando o interesse dos pesquisadores em desenvolver estudos com esta microalga no que diz respeito à possibilidade do aumento EPA mediante a otimização de alguns dos parâmetros ambientais. Níveis elevados de CO<sub>2</sub> ou a adição de fontes de carbono orgânico favoreceram o seu crescimento e a produção de EPA, segundo Hoshida et al. (2005). Os mesmos resultados foram obtidos por Hu e Gao (2006), demonstrando que a elevação de CO<sub>2</sub>, a temperatura baixa, a baixa salinidade, os níveis moderados de fosfato e excessivos de nitrato, são fatores favoráveis para o aumento do rendimento do EPA em *Nannochloropsis* sp.

O uso de tanques berçários para adaptação ou aclimação de PLs de camarão antes da engorda é uma alternativa que demanda certo nível de investimento e adaptações nos laboratórios de produção e nas fazendas de cultivo, mas que trazem benefícios, tais como, melhora da taxa de sobrevivência durante a engorda, uniformidade de tamanho durante as despesas, utilização racional da infra-estrutura, aumento do número de despesas por ano e redução da perda de alimentos através da produção de indivíduos mais fortes e, portanto mais resistentes ao manejo no laboratório ou durante a engorda (ABCC, 1999).

Outro aspecto importante no cultivo em berçários intensivos está relacionado à qualidade de água (EBELING et al., 2006). A necessidade da utilização de rações de alto valor protéico, como complemento alimentar, favorece a elevação dos níveis de amônia na água. Concentrações letais ou sub-letais de amônia (NH<sub>3</sub>) podem causar mortalidade em larviculturas de *Litopenaeus vannamei* (BARAJAS et al., 2006) e afetar o sistema imune dos camarões (LIU e CHEN, 2004). Segundo Thurston et al. (1978), o problema está no fato de que a amônia pode bloquear o processo da fosforilação oxidativa e conseqüentemente reduzir o crescimento dos animais. Vinatea (2004a) refere-se à amônia como o principal produto da excreção dos organismos aquáticos, resultante do catabolismo das proteínas e que problemas de toxidade podem ocorrer em todos os sistemas de cultivo e o seu efeito varia desde alterações no mecanismo de excreção ao aumento da suscetibilidade as doenças.

O residual de amônia presente nos cultivos pode ser removido da água por via biológica através da absorção por microalgas, por bactérias autotróficas ou heterotróficas (HARGREAVES, 1998; EBELING et al., 2006), ou ainda, pode ser reduzido para níveis

aceitáveis através do processo de renovação da água. Como consequência disto é necessário repor constantemente as microalgas, onerando assim os custos de produção, aumentando também a necessidade por instalações e equipamentos necessários à produção das algas.

O aparecimento de doenças nos cultivos de camarões marinhos pode não ser resultado apenas da intensificação das densidades de produção, mas também da presença de distúrbios ecológicos, alimentares ou da poluição (KAUTSKY et al., 2000). Bactérias patogênicas são comuns na água do mar e tiram vantagens de mudanças físico-químicas da água que é utilizada em aquíicultura (SKJERMO e VADSTEIN, 1999). Grande parte destas bactérias, como as do gênero *Vibrio*, são facilmente adaptáveis a condições de baixa concentração de oxigênio dissolvido (MAEDA et al., 1997). Portanto, sistemas aquícolas com falhas na oxigenação ou com grande concentração de matéria orgânica podem promover o desenvolvimento destas bactérias. O acúmulo de matéria orgânica pode ser ocasionado pela alta densidade de microalgas ou pela excreção das larvas (THOMPSON et al., 2002). O excesso de matéria orgânica leva ao acúmulo de nitrogênio dissolvido, principalmente na forma de amônia (KURMALY et al., 1989) bem como a multiplicação de bactérias oportunistas.

Segundo Maeda e Liao (1994), existe naturalmente na água do oceano uma população de bactérias em equilíbrio ecológico, sendo que, nos tanques e viveiros de aquíicultura, a tendência é a mesma. Esta tendência ao equilíbrio está no fato de algumas espécies de algas produzirem substâncias inibidoras de crescimento bacteriano, os chamados antibióticos naturais (COLE, 1982). Hargreaves (2006) também afirma que as interações existentes entre algas e bactérias contribuem para a complexidade da dinâmica da qualidade da água através dos efeitos estimulatórios ou inibitórios. Os detritos algais são muito importantes para o crescimento bacteriano através da transformação do carbono orgânico de forma simples em polissacarídeos complexos que são prontamente utilizados pelas bactérias. Estas, por sua vez, regeneram os nutrientes produzindo vitaminas ou outros compostos que servem de estimulação ao crescimento do fitoplâncton.

De acordo com Igarashi et al. (1996), a quantificação da contribuição da *Nannochloropsis* no processo de purificação da água é difícil, no entanto, pode-se sugerir que a sua presença durante o cultivo aumenta a sobrevivência de pós-larvas de *P. japonicus*, cultivados na

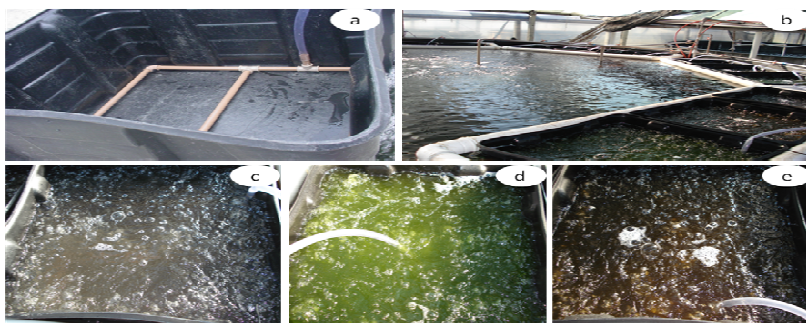
mesma água por um longo período, podendo eliminar e controlar o desenvolvimento de bactérias na água de cultivo, melhorando assim a sobrevivência dos indivíduos.

Este trabalho tem por objetivo avaliar o efeito das microalgas *Thalassiosira weissflogii* e *Nannochloropsis oculata* em berçários intensivos de *Litopenaeus vannamei* sobre os parâmetros de qualidade da água, parâmetros microbiológicos e sobre o desempenho zootécnico dos animais.

## 5.2 Materiais e Métodos

O efeito das microalgas *Thalassiosira weissflogii* e *Nannochloropsis oculata* em berçários intensivos com pós-larvas (PLs) do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*, sem renovação de água, foi avaliado durante 9 dias neste estudo, entre os estádios de pós-larva 12 a 20, em 12 unidades experimentais, no mês de maio de 2009.

Como unidades experimentais foram utilizadas caixas de polipropileno pretas, com 47 cm de profundidade e volume igual a 200 litros, providas de aeração e aquecimento constantes, colocadas em banho-maria dentro de um tanque circular de fibra de vidro do Setor de Berçários do Laboratório de Camarões Marinhos (LCM), com 50000 litros de capacidade volumétrica, em uma estufa coberta com plástico para auxiliar na manutenção da temperatura durante os cultivos (Figura 2).



**Figura 2:** Unidade experimental (a); tanque circular de 50000 L com unidades experimentais em banho-maria (b); tratamentos: controle (c); *Nannochloropsis oculata* (d) e *Thalassiosira weissflogii* (e).

O delineamento experimental foi definido por 3 tratamentos (tabela1) com 4 repetições cada, com uma densidade de estocagem de 65 pós-larvas/L, padrão nos berçários do LCM, totalizando 12.350 pós-larvas em cada unidade experimental.

**Tabela 1:** Composição dos tratamentos utilizados.

<i>Tratamentos</i>	<i>Composição</i>
CONTROLE	pós-larvas somente em água marinha previamente filtrada e clorada
NANO	pós-larvas em água marinha previamente filtrada e clorada + <i>Nannochloropsis oculata</i>
THA	pós-larvas em água marinha previamente filtrada e clorada + <i>Thalassiosira weissflogii</i>

As unidades experimentais foram abastecidas com 190 L de água, primeiramente clorada com 2,5 ppm de hipoclorito de cálcio a 65% e neutralizada com tiosulfato de sódio (grau técnico) na proporção de 1 grama de tiosulfato para cada 1 ppm de cloro residual.

No dia anterior ao povoamento foram colocadas as culturas puras das microalgas *N. oculata* e *T. weissflogii*, provenientes do Setor de Microalgas – produção intermediária, cultivadas em meio F<sub>2</sub> de Guillard (1975) modificado, segundo Derner (2006), mantendo-se a transparência inicial em 30 cm, comumente utilizado nesta fase de cultivo no LCM. Nas unidades controle não foram utilizadas microalgas. Uma amostra da água com microalgas foi utilizada para determinar a densidade celular inicial dos tratamentos, com o auxílio de um hemocitômetro (câmara de Neubauer) e um microscópio óptico (LOURENÇO, 2006), marca Olympus CH20, com aumento de 400 vezes. A [DC] média inicial foi de  $256,17 \times 10^4$  cel/ml no tratamento com a *N. oculata* e  $10,5 \times 10^4$  cel/ml no tratamento com a *T. weissflogii*.

A biomassa inicial das microalgas utilizadas foi determinada anteriormente ao povoamento com as pós-larvas. Uma amostra de 200 ml foi coletada das culturas puras de cada uma das espécies de microalga utilizada. Verificada a densidade celular inicial de cada uma das amostras, estas foram diluídas a ½ e ¼ respectivamente. Paralelo a isto, seis micro filtros de fibra de vidro (GF-1; 47 mm de diâmetro) foram identificados, colocados em estufa a 60 °C por 1 hora, deixados em dessecador por 15 minutos e posteriormente pesados em uma balança eletrônica, com precisão de 0,0001g, marca Bioprecisa, modelo

FA-2104N. De cada diluição foram filtrados 10 ml, em duplicata. Os filtros foram novamente colocados em estufa a 60 °C por 12 horas, deixados em dessecador por 15 minutos e pesados. A diferença de peso obtida refere-se à biomassa de microalgas, relativa à densidade celular das duas espécies de microalgas no início do experimento.

A produtividade primária e/ou o estado fisiológico das microalgas utilizadas foi verificado através da análise de clorofila-a (cla-a). A concentração de cla-a em  $\text{mg/m}^3$  foi determinada por espectrofotometria seguindo a metodologia 10200 H - (APHA, 1995). As análises foram realizadas no início, meio e ao final do experimento.

As pós-larvas de camarão marinho *Litopenaeus vannamei* utilizadas no experimento foram produzidas no Setor de Larvicultura do LCM e transferidas no estádio de PL 12, para cada unidade experimental. Uma amostra inicial de 245 larvas foi usada para determinar o peso seco inicial e o valor protéico. Depois de definir o peso úmido em uma balança eletrônica (modelo BD-200; Max. 200 g e d. 0,01g), as pós-larvas foram colocadas em uma estufa a 45 °C até estabilizar o peso; transferidas para o dessecador por 15 minutos e verificado o peso seco inicial, utilizado ao final do experimento para determinar a sobrevivência e o ganho de peso em cada tratamento.

Além das microalgas, as larvas foram alimentadas com rações comerciais micro particuladas, com teores de proteína entre 40 a 50%, seguindo os mesmos horários e composição das dietas estabelecidos pelo protocolo de alimentação dos tanques de produção do Setor de Berçários do LCM. Diariamente foram ofertadas 10 alimentações as pós-larvas e a composição das dietas seguiu a disponibilidade dos alimentos em estoque, a ser usada no ciclo de produção de pós-larvas, a época. Os alimentos foram pesados em balança eletrônica com precisão de 0,01 g, para cada dia e horário de alimentação. À medida que as pós-larvas evoluíam em estádio larval, as quantidades de alimento foram aumentadas, independente da sobrevivência existente.

A avaliação da qualidade das pós-larvas seguiu os protocolos de avaliação de qualidade larval estabelecidos pelo LCM (em anexo), onde estão listadas características adaptadas de FAO (2004) que foram observadas nas larvas. A estas características foram atribuídos pontos e o somatório final indicou o índice de qualidade larval. Novas avaliações foram feitas durante e ao término do experimento para determinar a qualidade das larvas (MOURINO et al., 2008). Ao final do cultivo uma nova avaliação de qualidade foi realizada por um avaliador externo, observando 25 pós-larvas de cada unidade experimental, para verificar

critérios de relevância fisiológica, comportamental, nutricional e sanitária das pós-larvas (KNOLL et al., 2007) (formulário de avaliação em anexo).

Anteriormente a despesca, 100 pós-larvas de cada unidade experimental foram submetidas ao teste de stress salino para verificar a sua resistência segundo (FAO 2004). As larvas foram retiradas da água salgada com auxílio de uma jarra plástica de 1 litro, retidas em malha de 500 $\mu$  e colocadas diretamente em água doce por 30 minutos, retornando para a água salgada por igual período de tempo. Após isso foi verificada a sobrevivência em cada uma das unidades experimentais.

Os índices de desempenho zootécnico das pós-larvas de *Litopenaeus vannamei* entre os tratamentos analisados, foram verificados através do peso seco médio, da porcentagem de sobrevivência final, dada pela equação:  $\%S_{(sobrevivência)} = (pop. inicial - pop. final) \times 100$ ; do ganho de peso, dado pela equação:  $GP_{(ganho\ peso)} = PS2_{(peso\ seco\ final)} - PSI_{(peso\ seco\ inicial)}$ ; da biomassa total produzida, dada pela equação:  $BTP_{(biomassa\ total\ produzida)} = GP_{(ganho\ peso)} \times população\ final$  e do coeficiente de variação, relacionado ao tamanho das pós-larvas, dado pela equação:  $CV_{(coef.\ variação)} = (desvio\ padrão / comprimento\ médio) \times 100$  e pelo crescimento semanal, representado pela seguinte equação:  $CS_{(cresc.\ sem.)} = ganho\ peso / T_{(tempo\ total)} \times 7$ .

O valor de proteína bruta existente em cada tratamento foi determinado através da metodologia descrita por AOAC (2005).

Os parâmetros de qualidade de água: temperatura (T°C), oxigênio dissolvido (OD), pH e transparência foram acompanhados diariamente pela manhã com o auxílio de um oxímetro YSI (Yellow Springs Instruments) modelo F-1055 (precisão de 0,01mg.L<sup>-1</sup>), um eletrodo de pH Goulton (precisão de 0,01) e um disco de Secchi.

Amostras de água foram retiradas das unidades experimentais para determinar a alcalinidade, salinidade, nutrientes inorgânicos dissolvidos e a produtividade primária, no início, meio e término do experimento. A análise destes parâmetros foi feita no Laboratório de Qualidade de Água do LCM.

Para determinação da salinidade foi utilizado um refratômetro ótico.

A alcalinidade total foi medida segundo o procedimento de análise 004-Alcalinidade Total Volumétrica da empresa Alfa Tecnoquímica, com reagentes previamente preparados por esta empresa.

As amostras de água coletadas foram filtradas em membranas de porosidade controlada (0,45 micras) para a eliminação do material



particulado. A fração filtrada foi então dividida em alíquotas para a determinação colorimétrica do nitrato, nitrito, nitrogênio amoniacal e fosfato. O procedimento metodológico foi baseado nas propostas de APHA (1995) e Aminot & Chaussepied (1983), utilizando-se um fotolorímetro AT2K da ALFAKIT com kits de reagentes preparados e fornecidos pela empresa.

A avaliação dos sólidos suspensos foi feita através do uso de Cones de Imhoff por medição volumétrica do depósito formado depois de 15 minutos de decantação.

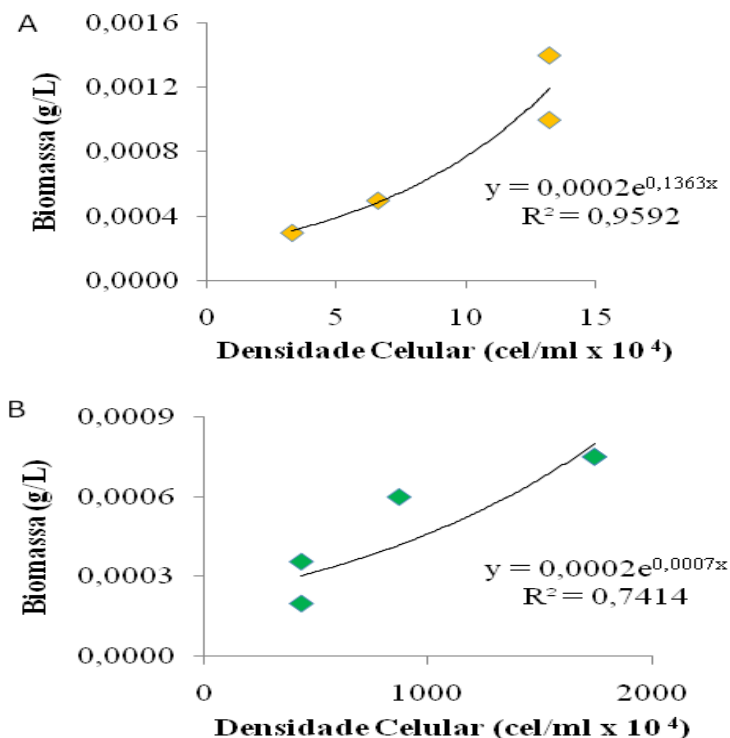
A determinação do crescimento bacteriano total e de vibrionáceas foi realizada no Setor de Microbiologia do LCM. Amostras de água e de larvas foram coletadas no início e no término do estudo. As amostras coletadas foram semeadas por meio de diluições sucessivas em meios para bactérias totais marinhas (TSA) e vibrionáceas (Agar Tiosulfato Citrato Bile Score, TCBS), incubadas em estufa a 30°C durante 24 horas e posterior determinação do número de unidades formadoras de colônia (UFC) viáveis/ml para a água e viáveis/g para as pós-larvas, segundo Silva et al. (2007).

O desempenho das duas espécies de microalgas em relação aos parâmetros de qualidade da água, microbiológicos e aos índices zootécnicos das pós-larvas do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*, foram analisados estatisticamente. Primeiramente os dados foram submetidos aos testes de homocedasticidade das variâncias e de distribuição normal. Após isto, foi realizada a análise de variância unifatorial (One-way ANOVA) e para as diferenças significativas verificadas foi utilizado o teste de separação de médias de TUKEY com índice de significância de  $P < 0,05$ . O software utilizado para a análise dos dados foi o Statística 7.0<sup>®</sup>.

### 5.3 Resultados e Discussão

Segundo Lourenço (2006), a avaliação de uma cultura de microalgas pode ser feita através da observação da densidade celular ou das medidas de biomassa. Derner (2006) relata alguns parâmetros de crescimento que devem ser observados nos cultivos de microalgas e também descreve as fases de crescimento que são observadas em cultivos estacionários. Através da análise de regressão foi possível determinar que à medida que existiu um aumento na densidade celular, este, representou também um aumento na biomassa das espécies de

microalgas utilizadas neste estudo. Algumas considerações a este respeito já foram feitas por Olivera (1993) e Derner (2006), (Figura 3).



**Figura 3:** Relação densidade celular (DC) X biomassa das microalgas *T. weissflogii* (A) e *N. oculata* (B), utilizadas no cultivo intensivo em berçários com o *Litopenaeus vannamei*.

Por serem espécies diferentes de microalgas e com tamanhos celulares segundo Ohse et al., (2008), de 2,03 µm para a *N. oculata* e 9 a 18 µm para a *T. weissflogii* de acordo com Garcia & Odebrecht (2009), os valores relativos à densidade celular, clorofila-a e biomassa apresentaram diferenças significativas ( $p < 0,05$ ) entre os tratamentos (tabela 2).

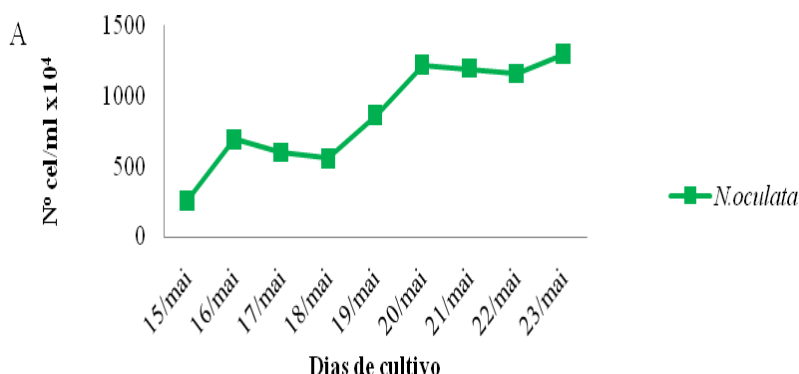
**Tabela 2:** Densidade celular, clorofila a e biomassa das microalgas utilizadas no cultivo de *Litopenaeus vannamei* em berçários.

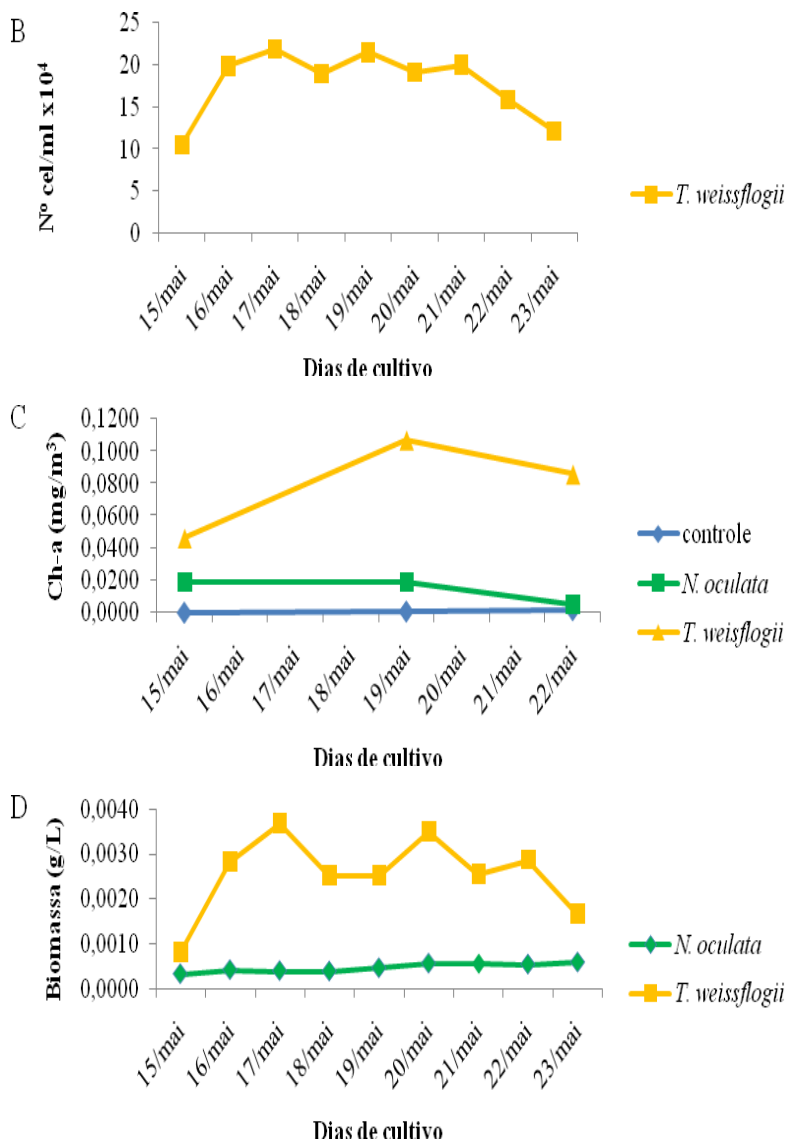
Variáveis	Tratamentos		
	Controle	<i>N.oculata</i>	<i>T. weissflogii</i>
Densidade celular (x 10 <sup>4</sup> cel/ml)	0,1 (± 0,3) <sup>b</sup>	870,1 (± 366,4) <sup>a</sup>	17,8 (± 4,3) <sup>b</sup>
Clorofila-a (mg/m <sup>3</sup> )	0,0007 (± 0,0008) <sup>c</sup>	0,0144 (± 0,0077) <sup>b</sup>	0,0798 (± 0,0297) <sup>a</sup>
Biomassa (mg/L)	0,0667 ±0,0956) <sup>c</sup>	0,4610 (± 0,1099) <sup>b</sup>	1,1105 (± 0,1720) <sup>a</sup>

Valores representados pela média (± desvio padrão).

Letras sobrescritas diferentes indicam diferença estatística significativa, TUKEY (p<0,05).

Mesmo diferindo significativamente na densidade celular média, os menores valores de biomassa e produção de clorofila-a encontrados no cultivo com *N. oculata*, estão relacionados ao tamanho menor da célula nesta espécie, de acordo com Pereira & Soares-Gomes, (2002). Também segundo estes mesmos autores, a diminuição da quantidade de clorofila-a, observada na fase final do cultivo, é um reflexo do estado fisiológico das células, ainda que, para a *N. oculata*, a densidade celular média diária estivesse aumentando (Figura 4). Os valores relativos à produção de clorofila-a verificados no tratamento controle, sem a presença de microalgas, são resultantes de contaminação por *N. oculata* ocorrido na fase final do experimento.

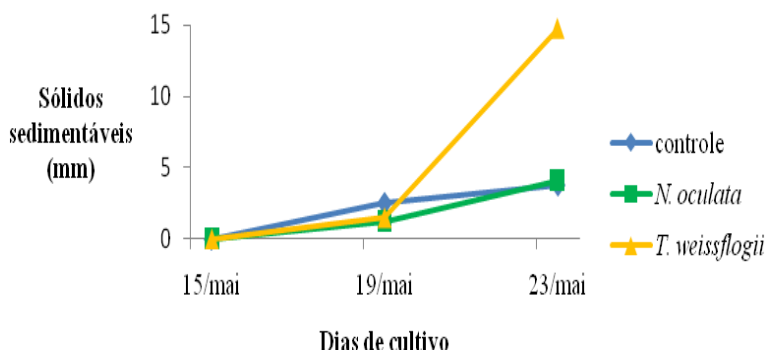




**Figura 4:** Curvas de crescimento (A e B), concentração de clorofila-a (C) e produção de biomassa (D) das microalgas *Nannochloropsis oculata* e *Thalassiosira weissflogii*.

Este estado fisiológico ruim das culturas de microalgas pode estar relacionado ao auto-sombreamento, presença de metabólitos tóxicos ou depleção de nutrientes, indicando que a cultura atingiu, dentro da sua curva de crescimento, a fase de morte da cultura, segundo Derner, (2006).

Em função da morte das células de microalgas foi possível observar um aumento na quantidade de protozoários e na formação de grumos de células mortas, bactérias e material orgânico, refletindo no aumento da formação de sólidos sedimentáveis, sobretudo no tratamento com *T. weissflogii* (Figura 5).



**Figura 5:** Medida dos sólidos sedimentáveis entre os tratamentos, após 15 minutos de decantação nos Cones de Imhoff.

O aporte de material orgânico, restos de alimento e fezes favorecem o aparecimento de bactérias oportunistas como o *Vibrio sp.* (MOURIÑO et al. 2008), devido ao acúmulo de nutrientes essenciais como amônia, nitrato e fosfato (MADIGAN et al., 2004). Aguirre-Guzmán et al., (2001), também citam que problemas com vibriose ocorrem quando há condições de estresse no sistema de cultivo e o efeito ou a severidade das infecções variam, dentre outros fatores, da espécie da bactéria causadora segundo Lightner & Redman, (1998).

A redução do número de bactérias totais observada no decorrer do estudo está relacionada ao aumento das vibrionáceas, porém estas, não atingiram concentrações elevadas. Este fato segundo Silva et. al. (no prelo), pode explicar a não virulência destas bactérias. Como houve aumento da população de bactérias patogênicas em todos os tratamentos, não foi possível observar diferenças entre estes em relação

à qualidade das pós-larvas durante o cultivo, mesmo naquele sem presença de microalgas, tanto na água como nas pós-larvas. Da mesma forma não é possível afirmar sobre a eficácia da produção de antibióticos naturais, descrita por Cole (1982), fato este que pode estar relacionado ao pouco tempo de duração do cultivo das pós-larvas neste sistema (tabela 3).

**Tabela 3:** Número de bactérias totais (TSA) e vibrionáceas (TCBS) da água e das pós-larvas no início e ao final do cultivo intensivo de *Litopenaeus vannamei* em berçários.

Variáveis	Inicial	Tratamentos		
		Controle-final	<i>N. oculata</i> -final	<i>T. weissflogii</i> -final
TCBS água: $\log_{10}$ (UFC/ml)	2,7 ( $\pm$ 0,4)	7,3 ( $\pm$ 0,5) <sup>a</sup>	7,4 ( $\pm$ 0,5) <sup>a</sup>	8,1 ( $\pm$ 0,1) <sup>a</sup>
TSA água: $\log_{10}$ (UFC/ml)	5,9 ( $\pm$ 0,1)	2,8 ( $\pm$ 1,3) <sup>a</sup>	3,0 ( $\pm$ 0,5) <sup>a</sup>	3,1 ( $\pm$ 1,0) <sup>a</sup>
TCBS pós-larva: $\log_{10}$ (UFC/g)	2,3 ( $\pm$ 0,3)	5,7 ( $\pm$ 0,6) <sup>a</sup>	5,3 ( $\pm$ 1,0) <sup>a</sup>	5,2 ( $\pm$ 0,4) <sup>a</sup>
TSA pós-larva: $\log_{10}$ (UFC/g)	4,7 ( $\pm$ 0,1)	1,2 ( $\pm$ 1,3) <sup>a</sup>	1,0 ( $\pm$ 1,3) <sup>a</sup>	0,9 ( $\pm$ 1,6) <sup>a</sup>

Valores transformados em  $\log(x+1)$  anteriormente a análise.

Valores representados pela média ( $\pm$  desvio padrão).

Letras sobrescritas diferentes indicam diferença estatística significativa, TUKEY ( $p < 0,05$ ).

Em relação às variáveis de qualidade de água, as médias de temperatura, pH, salinidade, oxigênio dissolvido e alcalinidade, mantiveram-se dentro da faixa ideal para o cultivo do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*, segundo Alves e Mello (2007); Nunes et al. (2005); Boyd (1998); ABCC (2004) e SLA (2009), (Tabela 4).

**Tabela 4:** Valores médios ( $\pm$  desvio padrão) dos parâmetros físico-químicos da qualidade da água.

Variáveis	Tratamentos		
	Controle	<i>N. oculata</i>	<i>T. weissflogii</i>
Salinidade (‰)	38,60 ( $\pm$ 2,70) <sup>a</sup>	38,72 ( $\pm$ 2,60) <sup>a</sup>	38,60 ( $\pm$ 2,47) <sup>a</sup>
Temperatura (°C)	25,82 ( $\pm$ 2,35) <sup>a</sup>	25,79 ( $\pm$ 2,29) <sup>a</sup>	25,80 ( $\pm$ 2,33) <sup>a</sup>
pH	7,89 ( $\pm$ 0,19) <sup>a</sup>	7,96 ( $\pm$ 0,13) <sup>b</sup>	7,95 ( $\pm$ 0,14) <sup>ab</sup>
Oxigênio (mg/L O <sub>2</sub> )	6,73 ( $\pm$ 0,69) <sup>a</sup>	6,90 ( $\pm$ 0,68) <sup>a</sup>	6,93 ( $\pm$ 0,60) <sup>a</sup>
Transparência (cm)	66,61 ( $\pm$ 38,08) <sup>b</sup>	18,17 ( $\pm$ 7,67) <sup>a</sup>	18,17 ( $\pm$ 7,13) <sup>a</sup>
Alcalinidade Total (ppm CaCO <sub>3</sub> )*	130,50 ( $\pm$ 17,67) <sup>b</sup>	139,00 ( $\pm$ 35,41) <sup>ab</sup>	140,33 ( $\pm$ 40,14) <sup>a</sup>

Amônia (mg/L N - NH <sub>4</sub> )*	3,43 (± 3,12) <sup>b</sup>	1,98 (± 2,48) <sup>a</sup>	1,88 (± 2,53) <sup>a</sup>
Nitrato (mg/L N-NO <sub>3</sub> )*	0,64 (± 0,67) <sup>b</sup>	1,65 (± 0,89) <sup>a</sup>	1,16 (± 0,72) <sup>ab</sup>
Nitrito (mg/L N-NO <sub>2</sub> )*	0,10 (± 0,17) <sup>b</sup>	0,26 (± 0,10) <sup>a</sup>	0,34 (± 0,16) <sup>a</sup>
Fosfato (mg/L P-PO <sub>4</sub> )*	1,45 (± 0,92) <sup>c</sup>	0,95 (± 0,63) <sup>b</sup>	0,40 (± 0,33) <sup>a</sup>

\* Dados monitorados no início, meio e ao final do cultivo.

Letras sobrescritas diferentes indicam diferença estatística significativa, TUKEY (p<0,05).

Os níveis de amônia foram bastante elevados, segundo estes autores. O efeito deste nível mais alto deveria ser sentido, segundo Vinatea (2004a), no crescimento dos camarões. A diferença significativa verificada no tratamento sem a presença das microalgas corrobora a afirmação deste autor, em relação ao comprimento das pós-larvas, onde estas atingiram um comprimento médio menor em relação aos tratamentos com a presença das microalgas. Em relação ao crescimento em peso, esta afirmação é mais aceitável no tratamento com a presença de *N. oculata*, pois no tratamento com a microalga *T. weissflogii*, mesmo em menor concentração, porém, também acima do que os autores mencionados recomendam, houve um aumento considerável no peso seco médio das pós-larvas. Outro efeito atribuído aos elevados níveis de amônia é a diminuição da sobrevivência. Moraes et al. (2006), obteve valores de 80,3% e 9,9 mg/L de sobrevivência e concentração de amônia respectivamente, utilizando a microalga *C. muelleri* em comparação com a *N. oculata* em berçários intensivos de *L. vannamei*. Embora neste estudo, a concentração de amônia não atingiu níveis tão elevados como os deste autor, a maior sobrevivência e a menor concentração de amônia foram alcançadas com o uso da diatomácea *T. weissflogii*.

Em relação aos níveis de amônia tóxica, o maior valor foi obtido no tratamento controle ao final do experimento. O valor calculado segundo Vinatea (2004a), levando-se em consideração a média de temperatura e pH, foi de 0,20 mg/L, dentro, portanto do nível de segurança para a espécie. A quantidade de alimento ofertada e a densidade de cultivo não favoreceram o aumento da concentração de amônia neste tratamento.

Nos tratamentos com as microalgas estes valores ficaram um pouco mais baixos (0,14 mg/L), o que mostra que a presença das microalgas diminui a concentração deste nutriente.

Os níveis de nitrito observados estão dentro da faixa tolerada para o *L. vannamei*, segundo Boyd (1998); Nunes et al. (2005) e Alves e Mello, (2007). As maiores concentrações verificadas no final ocorreram devido ao processo de nitrificação, aonde a amônia é transformada a nitrito pela ação de bactérias *Nitrosomonas* e posteriormente a nitrato, pela ação de *Nitrobacter*. No tratamento controle este processo não está ocorrendo devido, provavelmente, a falta da ação das bactérias do primeiro grupo e a concentração de nitrito cai a zero e permanece assim até o final. Em contrapartida, neste mesmo tratamento foram verificados os maiores níveis de amônia.

Assim como o nitrito, a concentração de nitrato também se manteve dentro da faixa de tolerância do *L. vannamei*, segundo diferentes autores já mencionados. No entanto, os níveis estão acima do descrito por Boyd, (1998). Porém, Vinatea (2004a) ressalta que a toxidez de nitrato parece não ser um problema para os animais aquáticos. Em todos os tratamentos foi observada uma redução da concentração de nitrato ao longo do cultivo. Este fato pode ser explicado pelo fato desta substância ser utilizada pelas bactérias, (MADIGAN, 2004), e também pelas microalgas para promover o seu crescimento.

As concentrações de fosfato estiveram acima dos níveis citados por diferentes autores. Boyd (2000), Vinatea (2004a) e SLA (2009) informam concentrações de fosfato menor que 0,3 mg/L; de fósforo total menor que 0,3 mg/L e de ortofosfato menor que 0,2 mg/L respectivamente. Além do estímulo ao crescimento do fitoplâncton, este nutriente também é utilizado por bactérias e o seu acúmulo pode gerar condições propícias ao desenvolvimento de bactérias patogênicas (Moraes et al. (2006), podendo causar redução da sobrevivência.

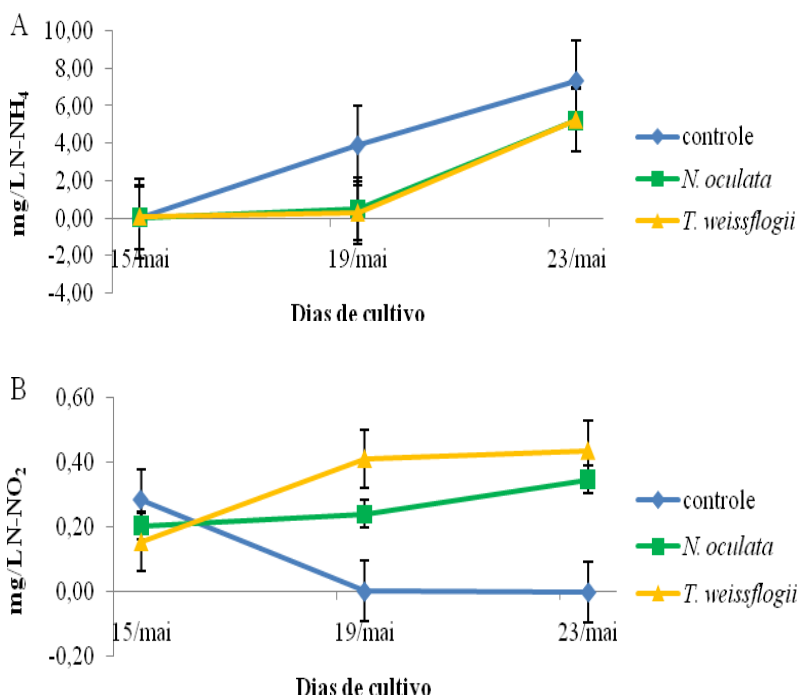
Maicá (2009), citando Velasco et al.(1998), informa que apenas 23% do fósforo disponível na ração é incorporado em biomassa nos camarões. Vinatea (2004a), também relata que o fósforo presente no efluente dos cultivos de camarão provoca impactos ambientais no meio ambiente circundante. Assim sendo, a decomposição da ração associada aos produtos resultantes do metabolismo das pós-larvas, contribuíram para aumentar os níveis de fosfato no tratamento sem a presença das microalgas durante este estudo.

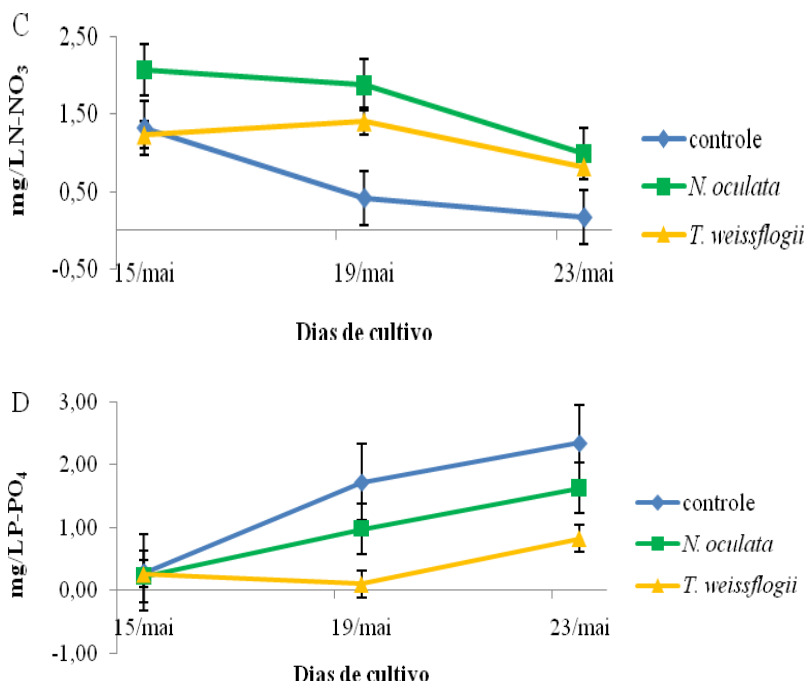
A presença das microalgas durante o cultivo contribuiu para diminuir as concentrações deste nutriente. No tratamento com a



microlaga *T. weissflogii*, foi possível observar que o nível de fosfato durante este estudo esteve bem próximo da faixa ideal, diminuindo assim o impacto deste nutriente no ambiente de cultivo e no ambiente circundante, quando da liberação da água, por ocasião da despesca das pós-larvas.

A evolução das concentrações destas variáveis pode ser observada na figura 6.





**Figura 6:** Valores médios diários de amônia (A), nitrito (B), nitrato (C) e fosfato (D) dos tratamentos realizados durante o cultivo intensivo de *Litopenaeus vannamei*.

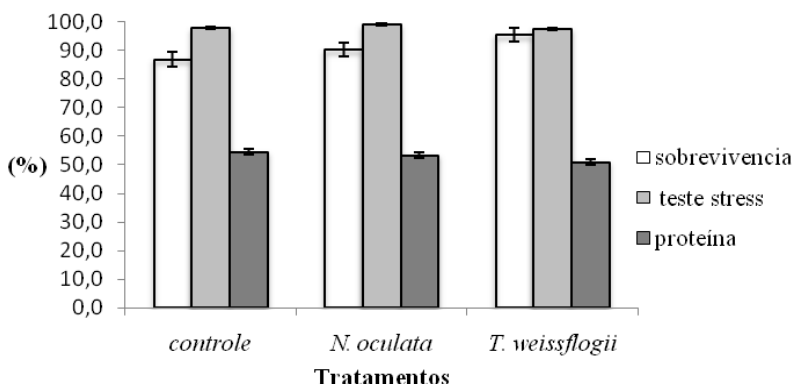
Alguns fatores podem afetar o desempenho zootécnico dos animais. Qualidade e quantidade de alimento, densidade populacional, luz, salinidade, canibalismo, baixa qualidade da água e acúmulo de substâncias indesejáveis (Dall et al.(1990); Arnold et. al.(2006); Kumlu & Kir, (2005) podem aumentar os níveis de stress e comprometer o desenvolvimento dos camarões.

A sobrevivência observada nos tratamentos esteve dentro da faixa considerada ideal para a espécie, segundo Van WiK & Scarpa (1999). Moss & Moss (2004) relatam valores de sobrevivência entre 89 a 93%. Os resultados mostram que a sobrevivência obtida no cultivo realizado com a microalga *N. oculata* (90,36%) esteve dentro deste limite e um pouco acima no tratamento com *T. weissflogii* (95,49%). Mesmo o menor índice de sobrevivência obtido no tratamento controle (87,04%), sem microalgas, estando abaixo do estabelecido por estes

autores, ficou dentro dos limites observados por Stern & Letellier, (1992), avaliando a prática do uso de berçários no cultivo de camarões, que foi de 70 a 80% (Tabela 5).

Os altos níveis de proteína presentes nos diferentes tipos de alimentos ofertados (40% a 55%, níveis de garantia informados), proporcionaram um bom desenvolvimento dos camarões. Segundo Cuzon et al. (2004), os níveis de proteína exigidos variam de acordo com a fase da vida, sendo que, para as pós-larvas, estes níveis compreendem de 30% a 35%. O manejo alimentar adotado proporcionou uma oferta constante de alimento, importante, pois o *L. vannamei*, segundo Pontes (2006), busca por alimento ao longo das 24 horas do dia.

A disponibilidade e qualidade do alimento fizeram com que as pós-larvas apresentassem níveis altos de proteína bruta (entre 51,07% a 54,46%) (Figura 7). De acordo com Boyd (2006) os camarões vivos contém cerca de 19% de proteína bruta; alta pontuação na avaliação da qualidade larval e tolerância elevada no teste de stress, demonstrando que as pós-larvas estavam saudáveis e aptas a suportar os processos de aclimação anteriores ao povoamento nos viveiros de engorda, com segurança, independente do tipo de microalga utilizado ou não, durante o cultivo.



**Figura 7:** Porcentagens de sobrevivência, de resistência ao teste de stress, níveis de proteína total (média  $\pm$  desvio padrão), alcançados durante o cultivo intensivo.

**Tabela 5:** Índices zootécnicos de qualidade larval verificados para o *L. vannamei* ao final do cultivo.

<i>Variáveis</i>	<i>Tratamentos</i> <i>Controle</i>	<i>Nannochloropsis</i> <i>sp.</i>	<i>Thalassiosira sp.</i>
Sobrevivência (%) <sup>*</sup>	87,04 (± 14,22) <sup>a</sup>	90,39 (± 6,44) <sup>a</sup>	95,49 (± 5,65) <sup>a</sup>
Proteína bruta (g%) <sup>*</sup>	0,83 (± 0,02) <sup>a</sup>	0,82 (± 0,02) <sup>a</sup>	0,80 (± 0,04) <sup>a</sup>
Qualidade larval (0-10)	9,08 (± 0,34) <sup>a</sup>	9,58 (± 0,16) <sup>a</sup>	9,16 (± 0,30) <sup>a</sup>
Teste Stress (%) <sup>*</sup>	97,89 (± 2,55) <sup>a</sup>	99,07 (± 0,74) <sup>a</sup>	97,66 (± 2,84) <sup>a</sup>

Valores representados pela média (± desvio padrão).

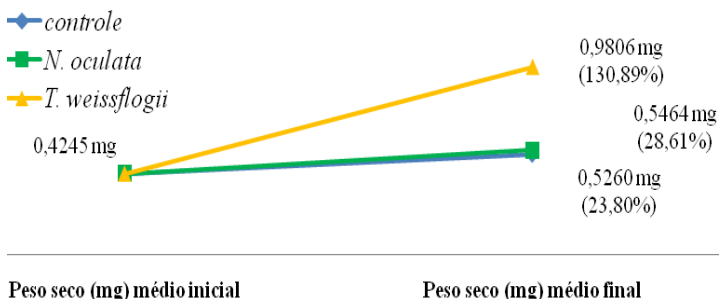
<sup>\*</sup> dados transformados ( $\text{Arcoseno } \sqrt[2]{x}$ ) anteriormente a análise.

Letras sobrescritas diferentes indicam diferença estatística significativa, TUKEY (p<0,05).

Santos et al. (2007), obtiveram os melhores resultados de crescimento em peso e comprimento em pós-larvas alimentadas somente com ração comercial quando comparado aos resultados de outras duas dietas. Diferente destes autores, este estudo mostrou diferenças significativas no comprimento e no peso das pós-larvas cultivadas na presença das microalgas, sobretudo no tratamento com a microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tabela 6). Atribui-se a este fato o uso do alimento natural e hábito alimentar dos camarões.

Santos et al. (2007) citando Nunes (2000) relatam que os camarões são onívoros durante seus estágios iniciais de desenvolvimento, alimentando-se de fitoplâncton mudando para zooplâncton quando atingem o estágio pós-larval. De maneira geral os camarões são detritívoros, comendo qualquer tipo de alimento disponível no ambiente.

Neste sentido, o melhor desempenho no crescimento em peso obtido com a microalga *Thalassiosira weissflogii* neste estudo (130,89% sobre o peso seco inicial), é corroborado por vários autores, em índices menores (Figura 8).



**Figura 8:** Percentual de aumento do peso seco médio a partir do peso seco inicial.

Magalhães (2004) obteve um aumento de 40% no ganho de peso em pós-larvas alimentadas com ração comercial e suplementadas com biomassa de artemia. Silva e Mendes (2006) também observaram que o uso de artemia na dieta de pós-larvas aumentou em 28,07% o peso, em relação aquelas que receberam apenas ração comercial. Piña et al. (2006) obteve os melhores resultados de sobrevivência, crescimento em peso e comprimento quando a dieta a base de náuplios de artemia foi suplementada com a microalga *Chaetoceros muelleri*, para larvas do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*. Este resultado está relacionado à disponibilidade dos ácidos graxos poliinsaturados presentes nas microalgas.

Embora a espécie *Nannochloropsis oculata* apresente um bom potencial para a produção destes compostos energéticos, como é o caso do EPA (ácido eicosapentaenóico) (Hu e GAO, 2006) e de estudos como os de Chiu et al. (2009) e Durmaz (2007), objetivando aumentar a produção deste composto e de vitaminas sob diferentes condições, as diatomáceas ainda são as microalgas mais utilizadas como alimento natural e, segundo Derner (2006), a espécie *Thalassiosira weissflogii* possui um valor nutricional melhor do que a *C. muelleri*, devido aos maiores valores de proteínas hidrossolúveis, lipídeos totais e ácidos graxos n-3 (EPA e DHA) e menor valor de carboidratos totais.

Ainda que o comprimento das pós-larvas não tenha apresentado diferença significativa entre os tratamentos com as microalgas, o peso médio final no tratamento com a *T. weissflogii* foi significativamente maior, reflexo do maior ganho de peso neste tratamento e por consequência, uma maior produção em biomassa foi verificada (Tabela 6). Diferentes autores relacionam isto à presença dos carboidratos, lipídeos e proteínas presentes nas microalgas (FABREGAS et al., 1985a

e 1985b; O'CONNOR et al., 1992; POISSON & ERGAN, 2001). Silva (2003) cita que as proteínas e vitaminas são utilizadas na formação de tecidos, os carboidratos e lipídeos têm funções energéticas, enquanto que os minerais e vitaminas solúveis agem como componentes funcionais de coenzimas.

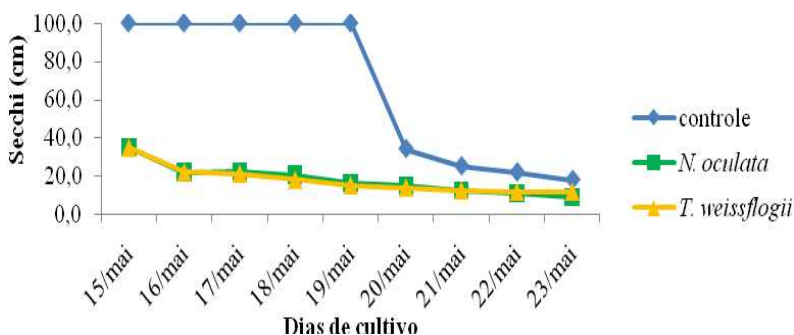
**Tabela 6:** Índices zootécnicos de crescimento verificados para o *L. vannamei* ao final do cultivo em berçários intensivos.

Variáveis	Tratamentos		
	Controle	<i>Nannochloropsis</i> <i>sp.</i>	<i>Thalassiosira</i> <i>sp.</i>
Peso seco médio final (mg/PL)	0,5260 ( $\pm 0,0305$ ) <sup>b</sup>	0,5464 ( $\pm 0,0342$ ) <sup>b</sup>	0,9806 ( $\pm 0,0890$ ) <sup>a</sup>
Ganho de peso (mg)	0,1015 ( $\pm 0,0305$ ) <sup>b</sup>	0,1219 ( $\pm 0,0342$ ) <sup>b</sup>	0,5561 ( $\pm 0,0890$ ) <sup>a</sup>
Biomassa total prod. (mg)	1327,319 ( $\pm 383,895$ ) <sup>b</sup>	1567,972 ( $\pm 325,082$ ) <sup>b</sup>	7886,702 ( $\pm 1436,551$ ) <sup>a</sup>
Crescimento semanal (mg)	0,0789 ( $\pm 0,0237$ ) <sup>b</sup>	0,0948 ( $\pm 0,0266$ ) <sup>b</sup>	0,4325 ( $\pm 0,0692$ ) <sup>a</sup>
Crescimento (mm)	8,24 ( $\pm 0,21$ ) <sup>b</sup>	9,11 ( $\pm 0,17$ ) <sup>a</sup>	9,54 ( $\pm 0,37$ ) <sup>a</sup>
CV (desv.pad/média)	9,57 ( $\pm 2,13$ )	10,06 ( $\pm 0,43$ )	10,32 ( $\pm 1,05$ )

Valores representados pela média ( $\pm$  desvio padrão).

Letras sobrescritas diferentes indicam diferença estatística significativa, TUKEY ( $p < 0,05$ ).

Outro fator que pode ter contribuído para o alcance destes índices de crescimento em peso foi à presença maior de protozoários móveis, grumos (material floculado) contendo células de microalgas, bactérias e material orgânico que contribuíram para a diminuição da transparência da água ao longo do cultivo e aumento da quantidade de material sedimentável no tratamento com a microalga *T. weissflogii*, uma vez que, diferindo dos estudos anteriormente citados, este foi conduzido sem renovação de água (Figura 9).



**Figura 9:** Valores médios diários de transparência observados nos tratamentos realizados.

Esta afirmação é corroborada pelos estudos de Burford et al. (2004) que afirma serem as partículas floculadas, uma potencial fonte de alimento para o camarão e de Zhou et al. (2009), que avaliou o papel e as funções dos microorganismos benéficos na aquíicultura sustentável, citando dentre outras, o ajuste da população de algas nos corpos d'água, de modo a evitar a proliferação de algas indesejáveis; redução de  $\text{N-NH}_3$  e  $\text{NO}_2\text{-N}$  na água e nos sedimentos, de modo a melhorar a qualidade da água; produção de compostos bioativos, como vitaminas, hormônios e enzimas que estimulam o crescimento, melhorando a FCR dos alimentos.

É importante ressaltar que o fato da transparência da água estar acima do limite descrito por Vinatea (2004b), no tratamento controle e abaixo do limite mínimo para cultivo em berçários, segundo este mesmo autor, nos demais tratamentos, a sobrevivência final não foi significativamente diferente entre eles.

## 5.4 Conclusão

Este estudo demonstrou que o tipo de alimento disponibilizado as larvas permite a manutenção dos níveis de qualidade de água em condições aceitáveis, sendo possível cultivar pós-larvas de *Litopenaeus vannamei* em densidades elevadas sem renovação de água e reposição de microalgas.

A utilização da *Thalassiosira weissflogii* durante o cultivo pode levar a concentrações menores de amônia e fósforo, através da própria assimilação, diminuindo o efeito dos efluentes no meio ambiente.

A microalga *Thalassiosira weissflogii* favoreceu o melhor desempenho das pós-larvas do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*.

De acordo com este estudo é possível a utilização da *Nannochloropsis oculata* durante o cultivo em berçários sem prejudicar o desempenho dos animais.

Não foi possível observar diferenças na qualidade larval entre os tratamentos.

## 5.5 Agradecimentos

A toda a equipe do Laboratório de Camarões Marinhos pela ajuda dispensada na execução deste estudo em especial ao Professor Walter Seiffert, coordenador do LCM, pela disponibilização da infraestrutura necessária.

## 5.6 Referências

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE CRIADORES DE CAMARÃO. Vantagens do berçário intensivo. **Revista da ABCC**, Recife, Pernambuco, p. 12, 1999.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE CRIADORES DE CAMARÃO. Recomendação de boas práticas de manejo na prevenção de enfermidades. **Revista da ABCC**, Recife, Pernambuco, 34p. 2004.

AGUIRRE-GUZMÁN, G.; VÁSQUEZ-JUÁREZ, R. and ASCENCIO, F. Differences in the Susceptibility of American White Shrimp (*Litopenaeus vannamei*) to four *Vibrio* Species. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 78, p. 215-219, 2001.

AGUIRRE-HINOJOSA, E.; LÓPEZ-TORRES, M.A.; and GARZA-AGUIRRE, M.C. Cultivo larvario de camarones peneidos. In: L.R. Martínez Córdova, Editor, **Cultivo de camarones peneidos**, AGT Editor, México, D.F., pp. 67–104, 1999.



ALFONSO, E.; MARTÍNEZ, L.. Medio de cultivo para lãs microalgas marinas. **Revista de Investigaciones marinas**, Cuba, v. 9, n. 1, p. 39-46, 1988.

ALVES, C.S.; MELLO, G.L. **Manual para o monitoramento hidrológico em fazendas de cultivo de camarão**. Recife, Pernambuco. 58p., 2007.

AMINOT, A.; CHAUSSEPIED, M.. **Manuel des analyses chimiques en milieu marin**. CNEXO, Brest, 395 pp., 1983.

APHA (American Public Health Association). **Standard methods for examination of water and wastewater**. 14. ed. Washington, DC., 1193pp, 1995.

ARNOLD, S. J.; SELLARS, M.J.; CROCOS, P.J. & COMAN, G. J. Intensive production of juvenile tiger *Penaeus monodon*. An evaluation of stocking density and artificial substrates. **Aquaculture**, vol. 261: p. 890-896, 2006.

ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS. **Official methods of analysis**. Arlington. AOAC, 2005.

BARAJAS, F. J M.; VILLEGAS, R. S.; CLARK, G. P.; MORENO, B. L. *Litopenaeus vannamei* (Boone) post-larval survival related to age, temperature, pH and ammonium concentration. **Aquaculture research**, v.37, p.492-499. 2006.

BOYD. C. E., Pond and water aeration sistems. **Aquaculture Engineering** v.18, p.9-40, 1988.

BOYD. C. E. **Manejo da qualidade da água na aquíicultura e no cultivo do camarão marinho**. Tradução da ABCC- Associação Brasileira dos Criadores de Camarão, Recife, Pernambuco, 157p. 2000.

BOYD. C. E. Indicadores da eficiência das rações para uma aquacultura sustentável. **Revista da ABCC**, Recife ano 8, n. 1 p. 48-50, março de 2006.

BURFORD, M.A.; THOMPSON, P.J.; McINTOSH, R.P.; BAUMAN, R.H.; PEARSON, D.C. **The contribution of flocculated material to shrimp (*Litopenaeus vannamei*) nutrition in a high-intensity, zero-exchange system.** *Aquaculture*, Amsterdam, v. 232, p. 525-537, 2004.

CHIU, S.-Y; KAO, C.-Ya; TSAI, M.-Ta; ONG, S.-Chin; CHEN, C.-Hsun; LIN, C.-Sheng. Lipid accumulation and CO<sub>2</sub> utilization of *Nannochloropsis oculata* in response to CO<sub>2</sub> aeration. **Bioresearch Technology**, v. 100, Issue 2, pg. 833-838, 2009.

COLE, J.J. Interactions between bacteria and algae in aquatic ecosystems. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v.13, p.291-314, 1982.

CUZON, G.; LAWRENCE, A.; GAXIOLA, G.; ROSAS, C.; GUILLAUME, J. Nutrition of *Litopenaeus vannamei* reared in tanks or in ponds. **Aquaculture**, Amsterdam, v.235, p.513-531, 2004.

DALL, W.; HILL, B. J.; ROTHILSBERG, P.C. & STAPLES, D.J. **Biology of the Penaeidae.** In: *Advances in Marine Biology* (Eds. J.H.S. Blaxter & A.J. Southward, vol. 27, *Academic Press*, New York, 489 p., 1990.

DANTAS, D.; NETO, J.P.; OLIVEIRA, A.; PEIXOTO, S.; SOARES, R. **Crescimento de *Thalassiosira fluviatilis*, *Chaetoceros muelleri* e *Navícula* sp. em diferentes protocolos de fertilização.** In: IV - FENACAM - Feira Nacional do Camarão, 2007, Natal. FENACAM - Feira Nacional do Camarão. Apresentação de Trabalhos Técnicos. Natal - RN, 2007. p. 14-15.

DERNER, R. B.. **Efeito de fontes de carbono no crescimento e na composição bioquímica das microalgas *Chaetoceros muelleri* e *Thalassiosira fluviatilis*, com ênfase no teor de ácidos graxos poliinsaturados.** 2006. 140 p. Tese/Doutorado, Departamento de Ciências e Tecnologia de Alimentos, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.

DURMAZ, Y. Vitamin E ( $\alpha$ -tocopherol) production by the marine microalgae *Nannochloropsis oculata* (Eustigmatophyceae) in nitrogen limitation. **Aquaculture** v.272, p. 717-722, 2007.

EBELING, J.M.; TIMMONS, M. B.; and BISOGNI, J.J. Engineering analysis of the stoichiometry of photoautotrophic, autotrophic, and heterotrophic removal of ammonia-nitrogen in aquaculture systems. **Aquaculture**, v.257, issues 1-4, 30 june, p.346-358, 2006.

EMMERSON, W.D. Ingestion, growth and development of *Penaeus indicus* larvae as a function of *Thalassiosira weissflogii* cell concentration. **Marine Biology**. 58, 65– 73, 1980.

FABREGAS, J. HERRERO, C.; CABEZAS, B.; ABALDE, J. Mass culture and biochemical variability of the marine microalgae *Tetraselmis suecica* (Kyllin) butch with high nutrients concentrations. **Aquaculture**, v.49, p.231-244, 1985 a.

FABREGAS, J.; HERRERO, C.; ABALDE, J.; CABEZAS, B. Growth, chlorophyll *a* and protein of the marine microalgae *Isochrysis galbana* in batch cultures with different salinities and high nutrient concentrations. **Aquaculture**, v.50, p.1-11, 1985 b.

FAO. **Manejo sanitário y mantenimiento de la bioseguridad de los laboratórios de postlarvas de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) em América Latina**. FAO DOCUMENTO TÉCNICO DE PESCA, n° 450, Roma, FAO, 66p., 2004.

FILHO, J.C. As estatísticas da aquicultura. **Panorama da Aquicultura**, v. 18, p.57-62, 2008.

GARCIA, M.; ODEBRECHT, C.. Chave dicotômica ilustrada para a identificação da espécie de *Thalassiosira* Cleve (Diatomácea) no estuário da Lagoa dos patos e área adjacente (Rio Grande do Sul, Brasil). **Biota Neotrópica**, vol. 9 n° 2. Campinas, apr./june , 15 p., 2009.

HARGREAVES, J.A. Photosynthetic suspended-growth systems in aquaculture. **Aquacultural Engineering**, v.34, issue 3, May, p.344-363, 2006.

HARGREAVES, J.A. Nitrogen biogeochemistry of aquaculture ponds. **Aquaculture**, v.166, number 3, 15 July, p.181-212, 1998.

HOSHIDA, H.; OHIRA, T.; MINEMATSU, A.; AKADA, A.; and NISHIZAWA, Y. Accumulation of eicosapentaenoic acid in *Nannochloropsis* sp. in response to elevated CO<sub>2</sub> concentrations. **Journal of Applied Phycology**, v.17, p. 29-34, 2005.

HU, H.; GAO, K. Response of growth and fatty acid compositions of *Nannochloropsis* sp. to environmental factors under elevated CO<sub>2</sub> concentration. **Biotechnol Lett**, v.28, p.987-992, 2006.

IGARASHI, M.A.; KOBAYASHI, R.K.; PENAFORTE, J.M. CÉSAR, J. R. de O. Cultivo em massa de pós-larvas de *Penaeus japonicus* em tanques com microalgas *Nannochloropsis* sp. **Ciência Agrônômica**, v. 27, n° 1 / 2, p.34-38, 1996.

KAUTSKY, P.; RÖNBÄCK, M.; TEDENGREN e TROELL, M. Ecosystem perspectives on management of disease in shrimp pond farming. **Aquaculture**, v.191, p.145–161, 2000.

KNOLL, R.C.; MAGGIONI, D.S.; SCHVEITZER, R.; SEIFFERT, W.Q. Desenvolvimento de metodologia para a avaliação de qualidade de pós-larvas de camarões marinhos da espécie *Litopenaeus vannamei*. In: XII COLACMAR – Florianópolis. **Anais**. Congresso Latino-Americano de Ciências do Mar, 15 a 19 de abril de 2007.

KUMLU, M. & KIR, M. Food consumption, molting and survival of *Penaeus semisulcatus* during over-wintering. **Aquac. Research**. v.36, p.137-143, 2005.

KURMALY, K.; JONES, D.A.; YULE, A.B.; EAST, J. Comparative analysis of the growth and survival of *Penaeus monodon* (Fabricius) larvae, from protozoa I to postlarvae I, on live feeds, artificial diets and on a combination of both. **Aquaculture**, v.249, p.431-437, 1989.

LIGHTNER, D. V. & REDMAN, R. M. Shrimp diseases and current diagnostic methods. **Aquaculture**, v.164, p.201-220, 1998.

LIU, C.H.; CHEN, J.C. Effect of ammonia on the immune response of white shrimp *Litopenaeus vannamei* and its susceptibility to *Vibrio alginolyticus*. **Fish & Shellfish Immunology**. v.16, p.321-334. 2004.

LOURENÇO, S.O. **Cultivo de microalgas marinhas – princípios e aplicações**. São Carlos: RiMa, 606 p. 2006.

MADIGAN, M.T., MARTINKO, J.M., PARKER, J. **Microbiologia de Brock**. 10<sup>th</sup> ed., Upper Saddle River: Prentice Hall, 991p, 2004.

MAEDA, M. e LIAO, C.I., Microbial processes in aquaculture environment and their importance for increasing crustacean production. **Jap. Agr. Res**, v.28, p.283–288. 1994.

MAEDA, M.; NOGAMI, K.; KANEMATSU, M. e HIRAYAMA, K. The concept of biological control methods in aquaculture, *Hydrobiologia*, v.358, p.285–290, 1997.

MAICÁ, P. F. **Influência das baixas salinidades na composição microbiana e no desempenho de juvenis de *Litopenaeus vannamei* cultivados em sistema super-intensivo sem renovação de água**. 2009, 58p. Dissertação (Mestrado), Programa de Pós-Graduação em Aquicultura, Universidade Federal do Rio Grande, Rio Grande.

MAGALHÃES, M. E. S., **Cultivo do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* (Boom, 1931) em sistema multifásico**. 2004, 58 p. Dissertação (Mestrado em Recursos Pesqueiros e Aquicultura), Departamento de Pesca, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.

MORAES, D.P.; BELTRAME, E.; SCHVEITZER, R. **O efeito das microalgas *Chaetoceros muelleri* e *Nannochloropsis oculata* sobre os níveis de amônia nos cultivos de pós-larvas de *Litopenaeus vannamei* em tanques berçários**. 2006, 11p. Relatório de Estágio Supervisionado, Curso de Engenharia de Aquicultura – Universidade federal de Santa Catarina, Florianópolis.

MOURINO, J. L. P.; BUGLIONE, C.; VIEIRA, F. N.; RAMÍREZ, C. R.; PEDROTTI, F. S.; BELETTINI, F.; SEIFFERT, W. Q.; BELTRAME, E. Avaliação bacteriológica aplicado à produção de pós-larvas de *Penaeus vannamei*. **Atlântica**, v.30, p.9-16, 2008.

MOSS, K & S MOSS. Effects of artificial substrate and stocking density on the nursery production of pacific white shrimps *Litopenaeus vannamei*. **Journal of the WAS**. v.35(4), p.536-542, 2004.

NUNES, A.J.P.; GESTEIRA, T.C.V.; OLIVEIRA, G.G.; LIMA, R.C.; MIRANDA, P.T.C.; MADRID, R.M. **Princípios para boas práticas de manejo (BPM) na engorda de camarão marinho no Estado do Ceará**. 2005, 109p. Instituto de Ciências do Mar (Labomar/UFC). Programa de zoneamento Ecológico Econômico (ZEE) do estado do Ceará, Fortaleza, Ceará.

O'CONNOR, W. A.; NELL, J. A.; DIEMAR, J. A. The evaluation of twelve algal species as food for juvenile Sydney rock oyster *Saccostrea commercialis* (Iredale & Roughley). **Aquaculture**, v.108, p.277-283, 1992.

OLIVERA, A.. **Desempenho de diferentes microalgas em la alimentacion inicial de *Penaeus paulensis* (Perez Farfante, 1967)**. In: Congresso Latinoamericano sobre Ciências del Mar, 4, 1991, Coquimbo. Anais del... Coquimbo: 1991, p. 83-98.

OLIVERA, A.; BELTRAME, E. ; VINATEA, L.. Efecto del uso individual de *Chaetoceros* sp. y *Thalassiosira fluviatilis* así como de sus combinaciones con *Tetraselmis tetraele* y *Tetraselmis* sp. en el crecimiento de larvas de *Penaeus schmitti* (Burkenroad, 1936). In: IV Simpósio Brasileiro sobre Cultivo de Camarão, 1993, João Pessoa. **Anais**. João Pessoa, 1993. p. 469-480.

OHSE, S.; DERNER, R. B.; OZÓRIO, R. A.; COSTA BRAGA, M.; V. da.; CUNHA, P.; SANTOS, M.; E. dos.. Crescimento de microalgas em sistema autotrófico estacionário. **Revista Biotemas**, 21 (2), junho, 18 p., 2008.

PEREIRA, R. C., SOARES-GOMES, A. **Biologia marinha**. Interciência, 2<sup>a</sup> Ed. Rio de Janeiro, 2002. p.195-227.

PIÑA, P.; NIEVES, M.; RAMOS-BRITO, L.; CHAVIRA-ORTEGA, C.O.; VOLTOLINA, D. Survival, growth and feeding efficiency of *Litopenaeus vannamei* protozoa larvae fed different rations of the diatom *Chaetoceros muelleri*. **Aquaculture**, v.249, p. 431-437, 2005.

PIÑA, P.; VOLTOLINA, D.; NIEVES, M.; ROBLES, M. Survival, development and growth of the Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* protozoa larvae, fed with monoalgal and mixed diets. **Aquaculture**, v. 253, p. 523-530, 2006.

POISSON L.; ERGAN, F. Docosaheaxaenoic acid ethyl esters from *Isochrysis galbana*. **Journal of Biotechnology**, v.91, p.75-81, 2001.

PONTES, C. S. Padrão de deslocamento do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* (Boone) (Crustácea, Decapoda, Penaeidae) nas fases clara e escura ao longo de 24 horas. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 23, n. 1, p. 223-227, 2006.

ROCHA, I. P.; RODRIGUES, J.; AMORIM, L. A carcinicultura brasileira em 2003. **Revista da ABCC**, ano 6, nº 1, 30-36, 2004.

ROCHA. I. P. Panorama da carcinicultura brasileira em 2007. **Panorama da Aqüicultura**. 104, vol. 17, 26-31, 2007.

SANTOS, C. H. dos A. dos.; LOURENÇO, J. A.; COSTA, H. J. A. dos.; IGARASHI, M. A. Avaliação do ganho de peso de pós-larvas do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931), alimentados com peixes da fauna acompanhante do camarão marinho. **Ciência Animal Brasileira**, v. 8, n. 1, p.7-15, jan./mar. 2007.

SILVA, A. P. **Viabilidade do uso de *Artemia franciscana* (Kellogg, 1906) de Grossos-RN, Brasil, no cultivo de *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) em tanques-berçário**. 2003, 78 p. Dissertação (Mestrado em Recursos Pesqueiros e Aqüicultura), Departamento de Pesca, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.

SILVA, B. C.; ANDRE, R. C.; BELETTINI, F.; JATOBÁ, C. C.; VIEIRA, F. N.; ANDREATTA, E. R.; DERNER, R. B.; MOURINO, J. L. Evaluation of *Thalassiosira weissflogii* in *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) larval rearing. **Atlântica**, no prelo, ref: 1008.

SILVA, B. C.; BUGLIONE, C.; ANDRE, R. C.; BEZERRA, A. J. M.; BELTRAME, E. ; PEDROTTI, F. S.; VIEIRA, F. N.; BELETTINI, F.; MOURINO, J. L. P.. **Diferentes concentrações de *Thalassiosira weissflogii* em larvicultura de *Litopenaeus vannamei***. In: IV -

FENACAM - Feira Nacional do Camarão, 2007, Natal. FENACAM - Feira Nacional do Camarão. Apresentação de Trabalhos Técnicos. Natal - RN, p. 47-51, 2007.

SILVA, A. P.; MENDES, P. P. Utilização da artêmia nacional como dieta para pós-larvas do *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) na fase berçário. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, v. 28, nº 03, pg. 345-351, 2006.

SKJERMO, J. e VADSTEIN, O. Techniques for microbial control in the intensive rearing of marine larvae. **Aquaculture**, v.177, p.333-343, 1999.

SLA – SOCIEDAD LATINOAMERICANA DE ACUACULTURA. **Parámetros químicos usados en acuicultura**. Elaborado y revisado por Blgo. Jorge Chávez, 2009.

STERN, S & E LETELLIER. **Nursery systems and management in shirimp farming in Latin America**. In: J. Wyban, editor. Proceedings of the special session on shirimp farming – WAS, Baton Rouge, Loisiaana, EUA, 1992.

SUKENIK, A. **Eicosapentaenoic acid by the marine eustigmatophyte *Nannochloropsis***. In: Cohen Z (ed) Chemicals from microalgae. Taylor & Francis, London, p: 41-56, 1999

THOMPSON, F.L.; ABREU, P.C.; WASIELESKY, W. Importance of biofilm for water quality and nourishment in intensive shrimp culture. **Aquaculture** v.203, p.263-278. 2002.

THURSTON, R.V.; RUSSO, R.C.; and SMITH C.E. **Acute toxicity of ammonia and nitrite to cutthroat trout try**. Transactions of the American Fisheries Society. Article, volume 107, issue 2, 2 march, pages 361-368, 1978.

VAN WIK, P. & J. SCARPA. **Water quality requeriments and management**. In: P. Van Wik et al. (editors). Farming Marine in Recirculating freshwater System. Tallahassee, Florida, EUA. Florida Departament of Agriculture and Consumer Services. pg. 141-162, 1999.



VINATEA, L. A. **Princípios químicos de qualidade da água em aquíicultura: uma revisão para peixes e camarões**. 2. ed. rev. e amp. - Florianópolis: Editora da UFSC, 231 p., 2004a.

VINATEA, L. A. **Fundamentos de aquíicultura**. Florianópolis: Editora da UFSC, 349 p., 2004.b

ZHOU, Q.; LI, K.; JUN, X.; BO, L. Role and functions of beneficial microorganisms in sustainable aquaculture. **Bioresource Technology**, v.100, p.3780–3786, 2009.

## 6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS DA INTRODUÇÃO

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE CRIADORES DE CAMARÃO - ABCC. **Vantagens do berçário intensivo**. Recife, Pernambuco, p. 12, 1999.

ALFONSO, E.; MARTÍNEZ, L.. **Medio de cultivo para las microalgas marinas**. Revista de Investigaciones marinas, Cuba, v. 9, n. 1, p. 39-46, 1988.

COLE, J.J. **Interactions between bacteria and algae in aquatic ecosystems**. Annual Review of Ecology and Systematics, volume 13, pages 291-314, 1982.

DANTAS, D.; NETO, J.P.; OLIVEIRA, A.; PEIXOTO, S.; SOARES, R. **Crescimento de *Thalassiosira fluviatilis*, *Chaetoceros muelleri* e *Navícula* sp. em diferentes protocolos de fertilização**. In: IV - FENACAM - Feira Nacional do Camarão, 2007, Natal. FENACAM - Feira Nacional do Camarão. Apresentação de Trabalhos Técnicos. Natal - RN, p. 14-15, 2007.

DERNER, R. B.. **Crescimento da microalga *Thalassiosira fluviatilis* (Classe Bacilariofíceas) sob diferentes regimes de iluminação, na Região Sul do Brasil**. Florianópolis, UFSC, 109 p. Dissertação (Mestrado em Aqüicultura), Curso de Pós-Graduação em Aqüicultura, Universidade Federal de Santa Catarina, 1995.

EBELING, J.M.; TIMMONS, M. B.; and BISOGNI, J.J. **Engineering analysis of the stoichiometry of photoautotrophic, autotrophic, and heterotrophic removal of ammonia-nitrogen in aquaculture systems**. Aquaculture, volume 257, issues 1-4, 30 june, pages 346-358, 2006.

EMMERSON, W.D. **Ingestion, growth and development of *Penaeus indicus* larvae as a function of *Thalassiosira weissflogii* cell concentration**. Marine Biology. 58, 65– 73, 1980.

FILHO, J.C. **As estatísticas da aqüicultura**. Panorama da Aqüicultura. 105, vol. 18, 57-62, 2008.

HOSHIDA, H.; OHIRA, T.; MINEMATSU, A.; AKADA, A.; and NISHIZAWA, Y. **Accumulation of eicosapentaenoic acid in *Nannochloropsis* sp. in response to elevated CO<sub>2</sub> concentrations.** *Journal of Applied Phycology*, 17: 29-34, 2005.

HU, H.; GAO, K. **Response of growth and fatty acid compositions of *Nannochloropsis* sp. to environmental factors under elevated CO<sub>2</sub> concentration.** *Biotechnol Lett*, 28: 987-992, 2006.

IGARASHI, M.A.; KOBAYASHI, R.K.; PENAFORTE, J.M. CÉSAR, J. R. de O. **Cultivo em massa de pós-larvas de *Penaeus japonicus* em tanques com microalgas *Nannochloropsis* sp.** *Ciência Agronômica*, volume 27, nº 1 / 2, 34-38, 1996.

JUAREZ, L. M. **Produção pos-larval do camarão branco *Litopenaeus vannamei*. Como a indústria respondeu aos desafios da década passada.** *Revista da ABCC*, ano 6, nº 2, 26-34, 2004.

KAUTSKY, P.; RÖNBÄCK, M.; TEDENGREN e TROELL, M. **Ecosystem perspectives on management of disease in shrimp pond farming.** *Aquaculture*, 191:145–161, 2000.

KURMALY, K.; JONES, D.A.; YULE, A.B.; EAST, J. **Comparative analysis of the growth and survival of *Penaeus monodon* (Fabricius) larvae, from protozoa I to poslarvae I, on live feeds, artificial diets and on a combination of both.** *Aquaculture*, 249, 431-437, 1989.

MAEDA, M. e LIAO, C.I., **Microbial processes in aquaculture environment and their importance for increasing crustacean production.** *Jap. Agr. Res*, 28: 283–288. 1994.

MAEDA, M.; NOGAMI, K.; KANEMATSU, M. e HIRAYAMA, K. **The concept of biological control methods in aquaculture,** *Hydrobiologia*, 358: 285–290, 1997.

MAGALHÃES, M. E. S., **Cultivo do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) em sistema multifásico.** Dissertação (Mestrado em Recursos Pesqueiros e Aqüicultura), Departamento de Pesca, Universidade Federal Rural de Pernambuco, 58 p., 2004.

OLIVEIRA, A.. **Desempenho de diferentes microalgas em la alimentacion inicial de *Penaeus paulensis* (Perez Farfante, 1967).** In: Congresso Latinoamericano sobre Ciências del Mar, 4, 1991, Coquimbo. Anais del... Coquimbo:, p. 83-98, 1991.

OLIVERA, A.; BELTRAME, E. ; VINATEA, L.. **Efecto del uso individual de *Chaetoceros* sp. y *Thalassiosira fluviatilis* asi como de sus combinaciones con *Tetraselmis tetrathele* y *Tetraselmis* sp. en el crecimiento de larvas de *Penaeus schmitti* (Burkenroad, 1936).** In: IV Simpósio Brasileiro sobre Cultivo de Camarão, João Pessoa. Anais do IV Simpósio Brasileiro sobre Cultivo de Camarão. João Pessoa, 1993. p. 469-480, 1993.

ROCHA, I. P.; RODRIGUES, J.; AMORIM, L. **A carcinicultura brasileira em 2003.** Revista da ABCC, ano 6, n° 1, 30-36, 2004.

ROCHA. I. P. **Panorama da carcinicultura brasileira em 2007.** Panorama da Aqüicultura. 104, vol. 17, 26-31, 2007.

SEIFFERT, W., G.; FOES, K.; ANDREATTA, E.; BELTRAME, E. **Cultivo de juvenis de *Litopenaeus vannamei* em viveiros berçários traz flexibilidade ao produtor.** Universidade Federal de Santa Catarina, Panorama da Aqüicultura, Rio de Janeiro, Jan - Fev de 2003.

SILVA, L. R. S.; CARVALHO, P. L. F. R. A.; ROCHA, I. P. **Cultivo Intensivo de *L. vannamei* em berçários secundários (“raceway”).** Revista da ABCC., Recife, p 76 - 80, março de 1995.

SILVA, A. P.; MENDES, P. P. **Utilização da artêmia nacional como dieta para pós-larvas do *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) na fase berçário.** Acta Scientiarum. Animal Sciences, v. 28, n° 03, pg. 345-351, 2006.

SUKENIK, A. **Eicosapentaenoic acid by the marine eustigmatophyte *Nannochloropsis*.** In: Cohen Z (ed) Chemicals from microalgae. Taylor & Francis, London, p: 41-56, 1999.

THOMPSON, F.L.; ABREU, P.C.; WASIELESKY, W. **Importance of biofilm for water quality and nourishment in intensive shrimp culture.** Aquaculture. 203, 263-278. 2002.

VINATEA, L.A. **Princípios químicos de qualidade da água em aquicultura: uma revisão para peixes e camarões.** 2. ed. rev. e amp. - Florianópolis: Editora da UFSC, 231 p., 2004.

## 7 ANEXOS

Formulário de Avaliação da Qualidade Larval, adaptado de MOURINO *et al.*, (2007).

Parâmetros		Avaliação	Pontuação	
1 - Atividade natatória	ativas	acima de 90 %	1	
	lentas	entre 70 e 90 %	0,5	
	debilitadas	abaixo de 70 %	0	
2 - Hepatopâncreas - reserva de lipídeos	alto	acima de 90 % dos animais amostrados	1	
	médio	entre 70 e 90 % dos animais amostrados	0,5	
	baixo	abaixo de 70 % dos animais amostrados	0	
3 - Hepatopâncreas - coloração relativa a dieta utilizada	escuro	animais com hepatopâncreas amarelo escuro a marrom	1	
	pálido	animais com hepatopâncreas amarelo claro	0,5	
	transparente	animais com hepatopâncreas com pouca coloração e áreas vazias	0	
4 - Conteúdo intestinal	cheio	acima de 70 % dos animais amostrados	1	
	parcialmente cheio	entre 20 e 70 % dos animais amostrados	0,5	
	vazio	abaixo de 20 % dos animais amostrados	0	
5 - Cromatóforos	ausência	nível normal de cromatóforos expandidos	1	
	moderada	nível moderado de cromatóforos expandidos (somente nos apêndices)	0,5	
	severa	nível alto de expansão dos cromatóforos (em todo animal)	0	
6 - Epibiontes	ausência	não encontrado nos animais amostrados	1	
	moderada	epibiontes temporais ou permanentes, abaixo de 15% dos animais amostrados	0,5	
	severa	epibiontes permanentes, acima de 15% dos animais amostrados	0	

7 - Partículas aderidas - larvas sujas <i>larva suja 1 = pouco / larva suja 2 = moderado larva suja 3 = severo</i>	pouco	larvas limpas ou com poucas partículas aderidas nas pontas dos apêndices (< 5%); ou em entre 5 a 10% do organismo, abaixo de 25 % dos animais amostrados	1	
	moderado	larvas com poucas partículas aderidas, entre 10% a 40 % dos apêndices ou do organismo, entre 25 e 60 % dos animais amostrados	0,5	
	severo	larvas com partículas aderidas, acima de 40 % dos apêndices ou do organismo, superior a 60 % dos animais amostrados	0	
8 - Necroses - indicativo de contaminação bacteriana ou canibalismo	ausência	não encontrado nos animais amostrados	1	
	moderada	quando até 15% dos animais amostrados apresentarem alguma necrose	0,5	
	severa	quando acima de 15% dos animais amostrados apresentarem necrose	0	
9 - Opacidade muscular - observada entre o 4° e 5° segmento abdominal. Músculos normais são transparentes	normal	< 5% da amostra apresenta opacidade muscular	1	
	moderado	entre 5 - 10 % da amostra apresenta opacidade muscular	0,5	
	alto	> 10 % da amostra apresenta opacidade muscular	0	
10 - Relação Músculo / Intestino - observação da espessura relativa à musculatura ventral e do intestino no 6° segmento abdominal		proporção músculo / intestino > 3 : 1	1	
		proporção músculo / intestino entre 1 a 3 : 1	0,5	
		proporção músculo / intestino < 1 : 1	0	
TOTAL DE PONTOS POR ESTADIO				

Avaliação:

**ÓTIMA** = pontuação igual ou superior a 9,0.

**BOA** = pontuação entre 8,9 e 7,0.

**SATISFATÓRIA** = pontuação entre 6,9 e 5,0.

**RUIM** = pontuação abaixo de 4,9.

FM-04/PO-5

Ficha do Berçário para Avaliação da Saúde das PLs

Laboratório de Camarões Marinhos - LCM / UFSC

Data: \_\_\_\_\_

Berçário: \_\_\_\_\_

Idade da PL: \_\_\_\_\_

versão 01 - 07/11/06

pg. 1 de 2

PARÂMETRO	RESULTADO DA AVALIAÇÃO																				PONTUAÇÃO								
<b>Qualidade da PL Povoada</b>																					PL Ótima	10							
																					PL Boa	7,5							
																					PL Regular	5							
																					PL Ruim	0							
<b>PLs mortas no tanque</b>	Nº da amostragem:		1	2	3	4	5														Sem mortalidade (nenhuma larva morta)	10							
*tar tbém no centro do tq. (usar balde para amos	PLs mortas:																				Mortalidade Moderada (até 2 larvas mortas)	5							
	Média:																				Mortalidade Alta (> 2 larvas mortas)	0							
<b>Atividade Natatória</b>	Nº		%																		Ativas (100% das larvas ativas)	10							
n = 50 (no Becker de vidro de 1 L)	Ativas																				Moderada (90-99% das larvas ativas)	7,5							
	Inativas																				Lentas (80-89% das larvas ativas)	5							
																					Inativas (< 80% das larvas ativas)	0							
<b>Teste de Estresse</b>																					Sobrevivência Alta (≥ 85%)	20							
n = 100																					Sobrevivência Moderada (71-84%)	10							
																					Sobrevivência Baixa (≤ 70%)	0							
<b>Opacidade Muscular do Abdomem</b>	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	Translúcidas (100% das PLs translúcidas)	10
T = translúcido O = opaco	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T			Semi-Translúcidas (90-99% das PLs translúcidas)	7,5
	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O			Intermediárias (80-89% das PLs translúcidas)	5
																												Opacas (< 80% das PLs translúcidas)	0
<b>Peristaltismo Intestinal</b>	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	Movimentação Alta (100% das PLs Intenso)	10
I = intensa R = reduzida	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I			Movimentação Moderada (90-99% das PLs Intenso)	7,5
	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R			Movimentação Baixa (80-89% das PLs Intenso)	5
																												Movimentação Ausente (< 80% das PLs Intenso)	0



<b>Deformidade (apêndices, cabeça, corpo ...)</b> A = ausente P = presente	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	Ausente (100% das PLs ausente)	10	
	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A			Baixa (90-99% das PLs ausente)	7,5	
	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P			Moderada (80-89% das PLs = ausente)	5	
																													Severa (< 80% das PLs ausentes)	0
<b>Canibalismo</b> G0 = 0% G1 = até 25% G2 = 26-50% G3 = 51-75% G4 = >75%	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	Ausente (100% das PLs em G0)	10	
	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0			Baixa (90-99% das PLs em G0)	7,5	
	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1			Moderada (80-89% das PLs em G0)	5	
	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2			Severa (< 80 das PLs em G0)	0	
	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3					
<b>Melanização: brânquias e corpo</b> G0 = 0% G1 = até 25% G2 = 26-50% G3 = 51-75% G4 = > 75%	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	Ausente (100% das PLs em G0)	10	
	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0			Baixa (90-99% das PLs em G0)	7,5	
	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1			Moderada (80-89% das PLs em G0)	5	
	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2			Severa (< 80% das PLs em G0)	0	
	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3					
<b>Muda Presa</b> A = ausente P = presente	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	100% das PLs com ausência de muda presa	10	
	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A			90-99 % das PLs com ausência de muda presa	7,5	
	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P			80-89 % das PLs com ausência de muda presa	5	
<b>Desenvolvimento branquial ( Nº lóbulos)</b> Completo (C): PL6=1; PL 7=2; ... PL10=5; ... PL15=10 Incompleto (I) Sem ramificação (SR)	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	Bem Desenvolvido (100% das PLs com brânquias completas)	10	
	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C	C			Desenvolvido (90-99% das PLs com brânquias completas)	7,5	
	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I			Semi-Deserv. (80-89% das PLs com brânquias completas)	5	
	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR	SR			Não Deserv. (< 80% das PLs com brânquias completas)	0
<b>Epibiontes</b> G0 = 0% G1 = até 25% G2 = 26-50% G3 = 51-75% G4 = >75%	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	Ausência (100% das PLs em G0)	10	
	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0			Baixa (90-99% das PLs em G0)	7,5	
	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1			Moderada (80-89% das PLs em G0)	5	
	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2			Severa (< 80% das PLs em G0)	0	
	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3					
<b>Estrágio de Muda</b> PM-I = Pós-Muda - Intermuda PrMI = Pré-Muda Inicial PrMF = Pré-Muda Final	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	X	X	
	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I	PM-I				
	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI	PrMI				
	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF	PrMF				

<b>Parasitas Intestinais</b> G0 = 0% G1 = até 25% G2 = 26-50% G3 = 51-75% G4 = >75%	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	Ausência (100% das PLs em G0) Baixa (90-99% das PLs em G0) Moderada (80-89% das PLs em G0) Severa (< 80% das PLs em G0)	10 7,5 5 0
	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0				
	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1				
	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2				
	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3				
4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4				
<b>Proporção Músculo-Intestino</b> Grau 1 = > 3:1 Grau 2 = 1 a 3:1 Grau 3 = < 1:1	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	Bem Nutrida (100% das PLs em Grau 1) Nutrida (90-99% das PLs em Grau 1) Semi-Nutrida (80-89% das PLs em Grau 1) Desnutrida (< 80% das PLs em Grau 1)	10 7,5 5 0
	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1				
	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2				
	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3				
<b>Coloração do Hepatopâncreas</b> E = escuro P = pálido T = transparente	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	Ótimo (100% das PLs com Hept. Escuro) Bom (90-99% das PLs com Hept. Escuro) Médio (80-89% das PLs com Hept. Escuro) Ruim (< 80% das PLs com Hept. Escuro)	10 7,5 5 0
	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E				
	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P				
	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T	T			
<b>Conteúdo de Lipídios no Hepatopâncreas</b> G0 = 0% G1 = até 25% G2 = 26-50% G3 = 51-75% G4 = >75%	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	Muito Alto (100% das PLs em G4) Alto (90-99% das PLs em G4) Moderado (80-89% das PLs em G4) Baixo (< 80% das PLs em G4)	10 7,5 5 0
	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0				
	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1				
	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2				
	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3				
	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4				
<b>Deformidade nos Túbulos do Hepatop.</b> G0 = 0% G1 = até 25% G2 = 26-50% G3 = 51-75% G4 = >75%	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	Nº	%	Ausência (100% das PLs em G0) Baixa (90-99% das PLs em G0) Moderada (80-89% das PLs em G0) Severa (< 80% das PLs em G0)	10 7,5 5 0
	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0				
	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1				
	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2				
	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3				
	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4				
<b>Comprimento Médio (mm)</b>  n = 25  PL 12 = 8 mm  Fórmula Rostral PL12 = 4-5/0-1	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14															
	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28															
<b>Coefficiente de Variação (%)</b> critérios válidos até PL20	Média =					Desv.Pad. =					C.V (%) =															Baixo (até 20%) Moderado (21-25%) Alto (> 25%)		10 5 0	

**PONTUAÇÃO FINAL**  
PL ÓTIMA (≥152)  
PL BOA (115-151)  
PL RUIM (≤114)